Band 38, Heft 3 Januar 1956

E31A
Pl

ZEITSCHRIFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

ZUGLEICH ORGAN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

COMMONWEALTH INST.
ENTOMOLOGY LIBRARY
- 7 FEB 1956
ERIAL Eu.270
EPARATE

Begründet von K. ESCHERICH

HERAUSGEGEBEN VON

W. ZWÖLFER
Dr. rer. nat., o. ö. Professor für angewandte Zoologie an der Universität München

Mit 62 Abbildungen

1956
PAUL PAREY IN BERLIN UND HAMBURG

Z. ang. Ent. Bd. 38 Heft 3 *S. 249—368 Bln. 1956*

Inhalt

Originalaufsätze

Zur Biologie, Ökologie und zum Massenwechsel des Buchenprachtkäfers (*Agrilus viridis* L.). Von Hellmut Heering, jetzt Vaduz. Mit 21 Abbildungen 249

Die morphologischen Merkmale und die Bionomie der Kiefernspanner-Tachine *Carcelia obesa* Zett. (*rutilla* B.B.). Von H. Klomp, Arnhem. Mit 5 Abbildungen 288

Untersuchungen über den Rindenwickler *Enarmonia woeberiana* Schiff. (*Lepid Tortr.*). Von Heinz Roediger, Neustadt/Weinstr. Mit 19 Abbildungen. . . 295

Beiträge zur Lebensweise des Ampferblattkäfers (*Gastrophysa viridula* Deg.). Von Herbert Engel, Freiburg i. Br. Mit 14 Abbildungen 322

Hunting, collecting and rearing of Microhymenoptera, Von S. von Novitzky, Vienna. With 3 figures 355

Referate

Einzelreferate 368

Schriftleitung: Professor Dr. W. Zwölfer, München 13, Amalienstr. 52, Gartengeb. Manuskripte sind nur an den Herrn Herausgeber zu schicken.

Honorierung: Die Beiträge sind so kurz und präzise wie möglich zu halten. Bei Abbildungen und Tabellen wird gebeten, sich auf das Notwendigste zu beschränken. Jeder Arbeit ist am Schluß eine kurze Zusammenfassung der wichtigsten Ergebnisse anzufügen. Die Titel zitierter Zeitschriften sind nach den internationalen Regeln zu kürzen. Das Honorar beträgt je Bogen 40,— DM, mehr als 3 Bogen werden nicht honoriert. Der von Abbildungen und Tabellen eingenommene Raum sowie Doktor-Dissertationen und Buchbesprechungen werden nicht honoriert.

Erscheinungsweise: Jährlich erscheinen etwa 6–8 Hefte, von denen 4 einen Band bilden. Jedes Heft hat einen Umfang von 7 bis 8 Druckbogen. Das Abonnement verpflichtet zum Bezug eines ganzen Bandes. Es verlängert sich jeweils, falls nicht spätestens unverzüglich nach Eingang der letzten Lieferung des berechneten Bandes Abbestellung erfolgt.

Sonderabdrucke: Von Originalaufsätzen werden auf Wunsch 20 Sonderabdrucke kostenlos zur Verfügung gestellt, von Doktorarbeiten 50. Mehrbedarf kann gegen Berechnung geliefert werden.

Abonnementspreis dieses Heftes 26,80 DM . Einzelpreis 29,50 DM

Aus dem Institut für angewandte Zoologie, München

Zur Biologie, Ökologie und zum Massenwechsel des Buchenprachtkäfers *(Agrilus viridis* L.)

I. Teil

Von

HELLMUT HEERING, jetzt Vaduz

Mit 21 Abbildungen

Inhalt: Einleitung — Material und Methode — Zur Kennzeichnung der Art: Imago, Eilarve — Zur Kennzeichnung des Befalls: A. Äußere Befallskennzeichen — B. Rinden-Fraßbilder — Verbreitung und Massenwechselgebiete: A. Das Gesamtverbreitungsgebiet — B. Schadgebiete — Die Brutpflanzen, besonders die Rotbuche *(Fagus silvatica* L.) und ihre Lebensansprüche — Die Entwicklung: A. Eientwicklung — 1. Einfluß von Sonnenstrahlung und Feuchte — 2. Reifung und Wärmebedarf im Freiland und unter Laboratoriumsbedingungen — 3. Mortalität — B. Larven-Entwicklung — 1. Zur Morphologie der Larve — 2. Zur Physiologie der Larve — 3. Wärmeansprüche — C. Puppenentwicklung — 1. Zur Morphologie der Umwandlung — 2. Wärmebedarf zur Puppenentwicklung im Freiland und unter Hygrothermostaten-Bedingungen — 3. Feuchteansprüche zur Entwicklung — Das Vollinsekt: A. Schlüpfen und Flugzeit — B. Zahlenverhältnis der Geschlechter — C. Geschlechtliche Reifung — D. Begattung — E. Eiablage F. Verhalten — G. Flugleistung — H. Lebensdauer — Gesamtentwicklung.

Einleitung

Den Anlaß zu vorliegenden Untersuchungen gab die überraschende Massenvermehrung des Buchenprachtkäfers *(Agrilus viridis* L.) während der letzten Nachkriegsjahre im Forstgebiet Fürstenfeldbruck/Obb. — Diese führte zu einem beträchtlichen Schadauftreten des bis dahin aus Süddeutschland als Schädling kaum bekannten Buprestiden.

Im Verlaufe der Untersuchungen seit 1951 liefen weiterhin Befallsmeldungen ein, so aus den mainfränkischen Forstämtern Eltmann (Steigerwald) und Königsberg (Haßberge) wie auch von dem mittelfränkischen Forstamt Solnhofen (Altmühltal) und anderen Orten. Im übrigen traten in Bayern noch weitere lokale Befallsherde auf, vor allem in Privatwald, die nicht zur Meldung gelangten. Während der Hauptschaden in Fürstenfeldbruck Buchenheisterpflanzen betraf, von denen etwa 35 000 Stück befallen wurden, ergaben die Nachforschungen in Franken im wesentlichen Befall an Altbuchen.

Auch in anderen Teilen des Bundesgebietes hat sich *Agrilus viridis* L. als Schädling bemerkbar gemacht, so besonders in Württemberg (KAMP 1951, 1952, WELLENSTEIN 1951), weniger stark in Nordwestdeutschland (VIETINGHOFF-RIESCH & VITE 1952). Starke Vermehrung von *A. viridis* L. wurde ferner in den Nachbarländern Österreich (SCHIMITSCHEK 1952 = mündl. Mittlg. an Prof. Zwölfer) und der Schweiz (BOVEY 1953) beobachtet.

Hinsichtlich der Massenvermehrung des Käfers nimmt das Untersuchungsgebiet von Fürstenfeldbruck eine Sonderstellung ein. Eine Sturmkatastrophe 1946 und ihre Folgen schafften besonders günstige Brutverhältnisse: Auf einer Gesamtfläche von 2000 ha (Privat- und Staatswald) wurden vom Wirbelsturm hauptsächlich die flachwurzelnden Fichten geworfen, wogegen ihm die meist tiefer verankerten Buchen größtenteils widerstanden. Sie blieben einzeln und in Gruppen auf der entstandenen Kahlfläche stehen. Nun waren sie entweder schon direkt oder infolge der gewaltsamen Freistellung durch Rindensonnenbrand stark geschwächt. Die Trockenheit der Folgejahre bewirkte eine zusätzliche Störung ihres Wasserhaushaltes.

Ein weiterer — die Massenvermehrung von *Viridis* (der, wie noch gezeigt wird, Sekundärschädlingscharakter trägt) begünstigender — Umstand lag in der ausgedehnten Anpflanzung von unbeschnittenen Buchenheistern als Windschutzmaßnahme. Diese — den Naturverjüngungen entnommenen — Pflänzlinge waren in ihrer ganzen Größe den neuen ungünstigeren Standortverhältnissen nicht gewachsen und kränkelten sehr bald. *Viridis* vermehrte sich nun hierin in großem Ausmaße.

Herrn Prof. Dr. W. Zwölfer bin ich für die Anregung zu dieser Arbeit, sowie für Beratung und Unterstützung während ihrer Durchführung zu Dank verpflichtet.

Auch den Herren Fm. Fleischer und Of. Meier sei für die tatkräftige Förderung dieser Arbeit in Grafrath bestens gedankt!

Im gleichen Sinne möchte ich mich gegenüber Herrn Schulrat i. R. W. Aerts (Köln) und Herrn Dr. V. Delucchi (Feldmeilen-Schweiz) aussprechen für ihre Mühe der Bestimmung von *Viridis*-Parasiten, und Herrn Obinsp. i. R. F. Stöcklein (München) für die Determinierung der Käfer.

Herrn Prof. Dr. P. Bovey (Zürich) danke ich für die Darstellung über *Agrilus viridis* L. in der Schweiz.

Material und Methode

Sämtliche praktischen Arbeiten und Untersuchungen wurden in der Zeit vom Mai 1951 bis Juli 1953 ausgeführt. Die Versuche liefen zum Teil im Institut für angewandte Zoologie in München, zum Teil in der Außenstelle Grafrath/Amper mit verschiedenen Freilandbezirken.

Versuchstier war die bronzefarbene Varietät von *Agrilus viridis* L., der eigentliche Buchenprachtkäfer *Agrilus viridis* L. *ab. fagi* Ratz.). Versuchsbrutpflanze war entsprechend die Rotbuche *(Fagus silvatica* L.).

Für die Freilandzuchten und Beobachtungen standen große Drahtgazezwinger (100×80 cm) zur Verfügung. Sie wurden an Altbuchen und Buchenheistern verwendet und bewährten sich für diese Versuchszwecke.

Laboratoriumszuchtversuche an Stammstücken und Heisterpflanzen — an die Larven und Eier angesetzt wurden — ließen sich nicht bis zum Abschluß der Larvenentwicklung durchführen, da das Brutmaterial hier (trotz Paraffinierung der Stirnflächen bzw. Einstellen in feuchten Sand) zu rasch austrocknete. Ebenso mißlangen Zuchtversuche der Larven auf künstlichen Nährböden verschiedener Zusammensetzung.

Als Unterlage für die Erhebungen über die Befallsstärke 1952 dienten 600 ausgepflanzte Buchenheister und 30 Altbuchen im Versuchsgebiet Grafrath sowie viele Probestämme im weiteren Forstgebiet.

An den Versuchspflanzen wurden von *Viridis* insgesamt festgestellt und unter Beobachtung gehalten: An Heistern 1500 Eigelege (mit etwa 8 800 Eilarven). Aus diesen ergaben sich dann 1844 lebend und 776 tot aufgefundene Entwicklungsstadien. An Altbuchen: 1370 Eigelege (mit etwa 8000 Eilarven). Hieraus stammten 730 lebend und 1288 tot aufgefundene Entwicklungsstadien.

Aus dem genannten Material wurden insgesamt über 2000 *Viridis*-Imagines gewonnen. Für Versuche und Beobachtungen standen rund 1200 junge Käfer zur Verfügung. Ebenso konnten daraus 1021 Chalcididenlarven und -puppen einwandfrei als *Viridis*-Parasiten isoliert werden.

Aus einer Großzucht im Feldlabor schlüpften rund 1100 Imagines von *A. viridis* L. (daneben wenige Tiere von *Agrilus salicis* Lap. und *A. sulcicollis* Lac.) und über 11 000 Chalcididenwespen sowie einige Braconidenparasiten.

Für Zuchtversuche mit konstanter Temperatur und Luftfeuchte stand ein Münchener Brückenthermostat (mit einem Temperaturbereich von + 3° bis + 34° C) und Hygrostatenschalen (vgl. ZWÖLFER 1932) zur Verfügung.

Die Freilandtemperaturen wurden mit Fueß'schen Thermographen am Standort gemessen, die in zwei kleinen „englischen Hütten" (Wetterhütten) aufgestellt waren. Über die Methode der Messung von Rindentemperaturen wird später berichtet, ebenso über das angewandte Verfahren zur Bestimmung des Wassergehaltes der Rinde.

Zur Kennzeichnung der Art

Imago: Unter den insgesamt über 1100 bis jetzt bekannten *Agrilus*-(Curtis-)Arten der Erde (SCHAUFUSS 1916, LEFROY 1909) ist *A. viridis* L. (Linné) (LINNE 1758) systematisch-morphologisch bereits eingehend be-

schrieben worden (RATZEBURG 1868, 1876, REITTER 1911, OBENBERGER 1927, BROHMER 1929). Lediglich die Größenangabe bedürfte einer Ergänzung (vgl. Abb. 7): Die durchschnittliche Länge der Imagines beträgt bei Weibchen = 7,27 mm (Min. = 5,8 mm, Max. = 10,8 mm) und bei Männchen = 6,21 mm (Min. = 4,9 mm, Max. = 10,1 mm) (nach Auszählung von 1751 Tieren). Den Habitus zeigt Abb. 1.

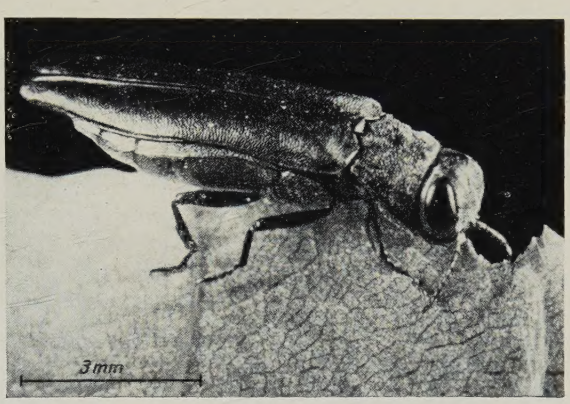


Abb. 1. Frisch geschlüpftes *Agrilus viridis* L. ♀ beim „Reifungsfraß" an einem Buchenblatt

Offenbar gibt es von *Viridis* einige wirtstreue Varietäten, die vielleicht den Wert physiologischer Rassen besitzen. So war an dem Massenwechsel im Untersuchungsgebiet nur die sogenannte „Buchenform" beteiligt (*A. vir.* L. ab. *fagi* Ratz.). Übertragungsversuche mit ihr auf andere bekannte Brutpflanzen von *Viridis* mißlangen. Im coleopterologischen Schrifttum werden bis zu 13 verschiedene Varietäten und Lokalrassen aufgeführt (RATZEBURG 1876, REITTER 1911, JUNK-SCHENKLING 1926, OBENBERGER 1927). Nach eigenen Erfahrungen scheint Ratzeburgs Vermutung, daß diese auf verschiedene Wirtspflanzen spezialisiert sind, zuzutreffen. Zumindest gilt das für die „Buchenform". Nur selten konnte ich die blaue Form (*A. vir.* L. ab. *nocivus* Redt.) und die kupferfarbene (*A. vir.* L. ab. *linearis* F.) beobachten. Auch die sogenannte (grasgrüne) „Stammform" war sehr selten. Ob diese Varietäten ihre Larvenentwicklung in Buche oder in anderen Laubhölzern durchliefern, war nicht feststellbar.

Ei: Die einzelnen Eier innerhalb eines Geleges (vgl. Abb. 2 a, b; 3) — im Durchschnitt sind es (auf Grund der Auszählung von 750 Gelegen) 6 bis 7 (rechnerisch = 6,4) (Extreme 1 und 17) — sind sinnvoll so orientiert, daß jede später schlüpfende Larve mit ihrer Kopfseite schon die

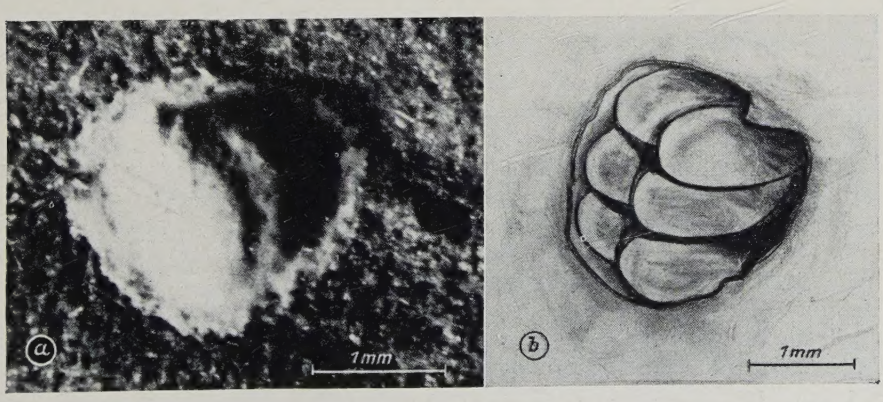


Abb. 2. Eigelege von *A. viridis* L. a) in natürlicher Außenansicht; b) ebenfalls in Aufsicht, jedoch Deckschale (Schutzhülle entfernt)

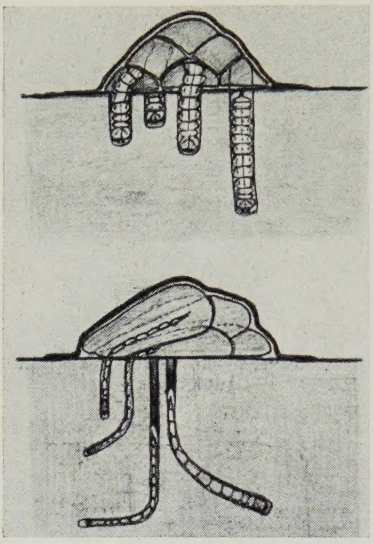


Abb. 3. Schema der natürlichen Lage schlüpfender Eilarven an Buchenrinde (in Sagittal- und Transversal-Ansicht)

Rinde berührt. Diese Lage ergibt sich aus der dachziegelartigen Anordnung. Während der Ablage (vgl. Abschn.: „Eiablage") werden nämlich die noch schmiegsamen Eier lückenlos schräg so über- und ineinander „gepackt", daß sie frontal zusammen der Rinde flach anliegen und nach außen hin eine bucklige Halbkugel darstellen. Gegen die Außenwelt sind sie gemeinsam durch eine Schutzhülle abgeschirmt. Diese greift an der Basis ringförmig bis zu 2 mm breit auf die Unterlage über und haftet dort fest. Auf diese Weise ist das ganze Gelege hermetisch abgeschlossen und auch sicher befestigt. Zwischen Innenseite der Eier und Rindenoberfläche bleibt — scheibenförmig — eine dünne Luftschicht erhalten. Die Farbtönung der Außenschale variiert von schmutzig-weiß über ocker bis zu grau-braun.

Die gegenseitige Anpassung im Gelege verformt jedes einzelne Ei ganz individuell. Es kann also flach oder gerundet oder auch vielkantig gestaltet sein. Die zuunterst liegenden, das sind die innen zuerst abgelegten, berühren mit ihrer ganzen Länge (Ventralseite) die Unterlage. Allen darüber liegenden ist nur die der Rinde anliegende frontale Fläche und nach außen hin eine pergamentartige, meist schwarz-braune Haut (Eihülle) gemeinsam. Diese entsteht offenbar auch unter dem Einfluß der Einstrahlung durch Verhärtung der exponierten Eihülle. Sie ist zuletzt glasartig hart und spröde. Außen ist das Ei also gut isoliert: durch die pergamentartige dunkle Eihülle und durch die gemeinsame Deckschale (zur Rindenseite hin nur durch die zarte unverhärtete Eihülle). Von außen läßt sich also das Ei selbst nicht erkennen, nur seine Lage andeutungsweise an der Vorwölbung in der Deckschale.

Eine Darstellung von Eiformen anderer *Agrilus*-Arten ist nicht bekannt, so daß deshalb ein differential-diagnostischer Vergleich der Eier und Gelege hier nicht angestellt werden kann.

Larve: Bei den Buprestiden sind zwei Grundtypen von Larven zu unterscheiden: Der sogenannte „Buprestinen-" und der „Agrilinen-Typ". Der erste gibt sich durch seine „Kochlöffel-Form" zu erkennen, das heißt durch seinen relativ großen Prothorax, der wesentlich breiter als jedes andere Körpersegment ist. Der Agrilinen-Typ — dem *Agrilus* zugehört — weist dagegen einen durchgehend fast gleich breiten Larvenkörper auf (Abb. 4 u. 5). Sein Prothorax ist zwar auch umfangreicher als Meso- und Metathorax, nicht aber breiter als irgendeines der übrigen Körpersegmente. Die Larve ist fuß- und augenlos. Deutlichstes Larvenmerkmal der Gattung *Agrilus* ist die „Analzange" (Abb. 6 a, b), ein paariger sklerotisierter Chitin-Fortsatz des Endsegmentes. Die Larve von *Viridis* entspricht auch ganz der für diese Gattung typischen Form. Ihre Kennzeichnung ist in der vorliegenden Literatur noch ungenau. Daher sei hier kurz auf sie eingegangen.

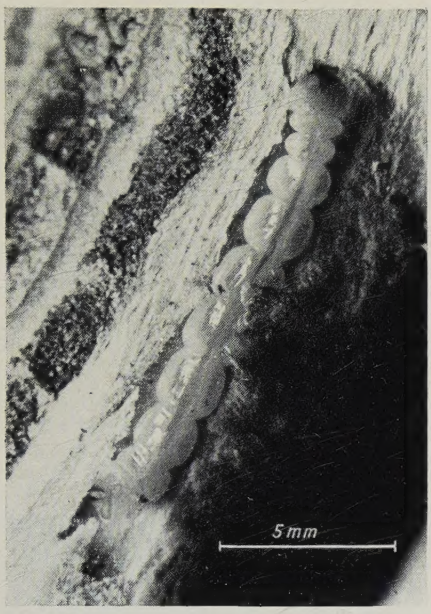


Abb. 4. Altlarve in ihrer natürlichen Lage im Fraßgang (die äußere Rinde wurde entfernt)

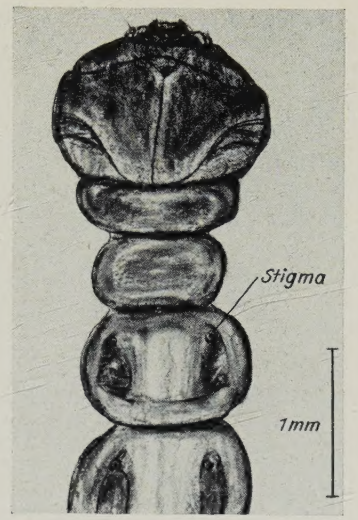


Abb. 5. Larve von *Agrilus viridis* L. (Mittelstadium: 8 mm). Dorsalansicht des Vorderkörpers

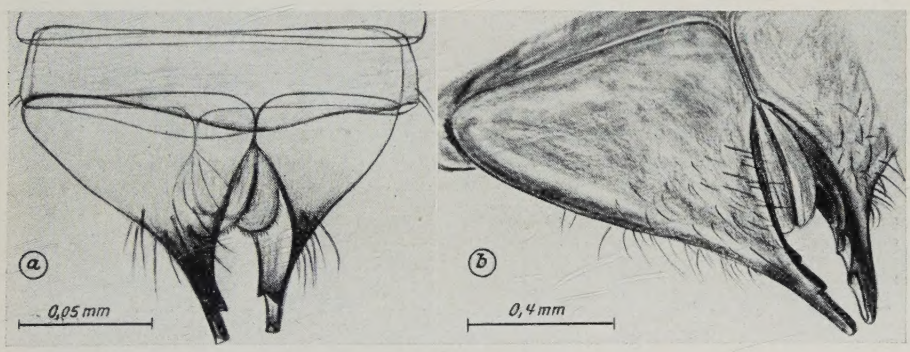


Abb. 6. Analzange der *Viridis*-Larve. a) Eilarve (Griffel mit nur einer Querleiste), b) Altlarve (Griffel mit zwei Querleisten)

Nach RATZEBURG (1839) sollen „Größe und Zacken" der Griffel der Analzange artspezifisch sein; sie sind jedoch als Unterscheidungsmerkmal nicht unbedingt zuverlässig. Bei eigenen Untersuchungen an über 500 Larven, die einwandfrei der „Buchenform" von *Viridis* angehörten, zeigten sich hinsichtlich dieser Analgriffel übereinstimmend die in den Abbildungen 3 a, b dargestellten Verhältnisse. Kennzeichnend ist für die Altlarven die Zweizahl der inneren Querleisten (möglicherweise haben RATZEBURG verschiedenartige *Agrilus*-Larven vorgelegen). Nur die Eilarven (Larven-Stadium 1) weisen eine einzige Querleiste in jedem Zangengriffel auf.

Als Merkmal für die Larve von *Viridis* können Größenverhältnis und Form besonders der Thorakalsegmente gelten. SAALAS (1949) bringt dazu vergleichsweise die Larvenformen von *Agrilus mendax* und *ater*.

Zur Artunterscheidung kann möglicherweise auch die Form der Stigmen (Atemöffnungen) herangezogen werden, deren Lage in Beziehung zur Lebensweise der Larve später noch (S. 265 Abschn. Physiol. d. Larve) erörtert wird. Allein WEBER (1933) bringt das Querschnittsbild des Stigmas einer *Agrilus*-Larve, das hier aber offensichtlich eine andere Struktur aufweist als bei *Viridis*. Aus Mangel an Vergleichsmaterial und anderweitigen Literaturangaben kann also noch nichts Definitives über diese Atemöffnungen als Artmerkmal ausgesagt werden.

Die Mittelwerte sowie die Variationsbreite der Längenmaße von männlichen und weiblichen Larven und Imagines — die vor allem je nach ihrer Herkunft aus Altbuchen oder Heistern erhebliche Größenunterschiede aufweisen können — sind im Diagramm (Abb. 7) dargestellt. Daraus sind auch alle relativen Größenverhältnisse innerhalb des Gesamtzyklus zu ersehen. (Diese Maße beruhen auf den Auswertungsergebnissen von etwa 1700 Imagines und mehr als 3000 Individuen aller Larvenstadien aus dem Untersuchungsgebiet).

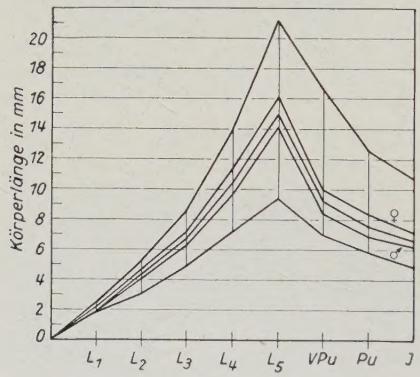


Abb. 7. Körperlängen von allen Entwicklungsstadien des *A. viridis* L. ab. *fagi* Ratz. Es bedeuten: L_1 = die schlüpfende Eilarve, L_2 = Junglarve, $L_{3,4}$ = Larven-Mittelstadien, L_5 = Larvenendstadium in der Puppenwiege, VPu = Vorpuppe, Pu = Puppe, I = Imago

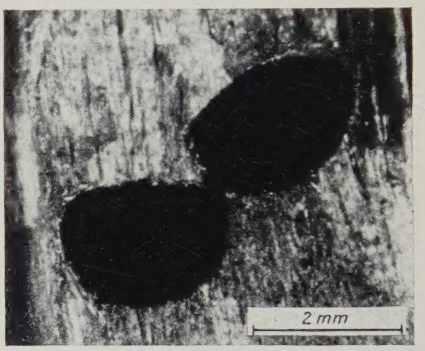


Abb. 8. Zwei Fluglöcher der Käfer

Zur Kennzeichnung des Befalls

A) Äußere Befalls-Kennzeichen: Das plötzliche Absterben einzelner Äste an einer Buche deutet schon ziemlich sicher auf die Aktivität von *Agrilus*-Larven hin. So jedenfalls zeigt sich die normale, überall zu findende Form des Auftretens von *Agrilus viridis* L.

Zur einwandfreien Feststellung des *Viridis-Befalls* — ehe Schaden entstanden ist — bedarf es einer genauen Untersuchung der Pflanzen: Daran kann man das ganze Jahr über die charakteristischen Eigelege oder deren Reste finden. Weiterhin sind besonders auffallend weißliche Baumsaftflecken, die wie Kalkspritzer aussehen. Sie können so häufig sein, daß die Äste wie von Vogelkot beschmutzt erscheinen. Derartiger Befall ist schon von fern zu erkennen. Ganz eindeutig schließlich sind die Fluglöcher der bereits geschlüpften Käfer (Abb. 8). Auch ist die Rinde über den Fraßgängen oft in bläulichen Streifen verfärbt und eingesunken.

B) Rinden-Fraßbilder: Die geschlängelte Form der Fraßgänge (vgl. Abb. 9 und Abb. 24 in Teil II) ist so charakteristisch, daß sie der Art im Volksmund den Namen: „Zick-zack-Wurm" eintrug. Zum mindesten gilt dies für Rinde, die schon in der ganzen Fläche krank und nicht mehr abwehrfähig war. Atypisch erscheinen die Gänge dagegen in zu schnell abgestorbenem Gewebe und in noch vitalen Abwehrkampfzonen der Rinde (meist Sonnenbrandstreifen), wo die Larve nur in den geschwächten Teilen fortkommen und den ihr eigenen Pendelrhythmus der Gangform dann nicht mehr einhalten konnte. Dieses Pendeln des Larvenfraßes nach dem Prinzip von „Versuch und Irrtum" findet sich bei den meisten *Agrilus*-(Larven-) Arten.

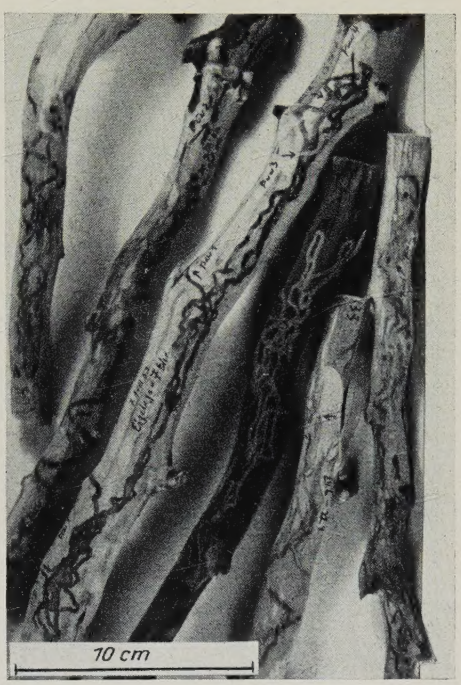


Abb. 9. Einsömmerige Larven-Fraßgänge an Buchenheistern

Auch die Puppenwiege von *Viridis* (vgl. Abb. 10) weist eine Besonderheit auf, die als Kennzeichen des Befalls dienen kann: Sie ist nämlich beiderseitig offen. Am einen Ende befindet sich das schmale Einbohrloch der Larve und am anderen das Flugloch des Käfers. Meistens liegt sie im Splint dicht unter der Rinde oder in dicker Rinde darin selbst.

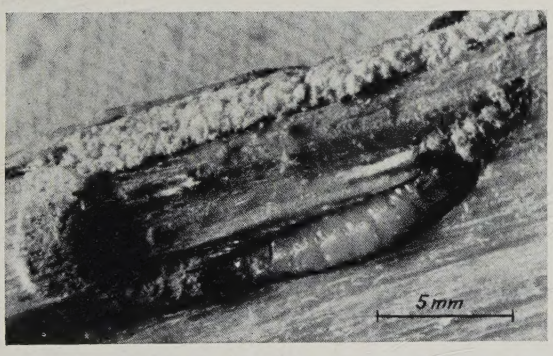


Abb. 10. Vollständig kontrahierte „Vorpuppe" in der Puppenwiege. Der Larvengang führt im „Endhaken" steil von der Rinde in den Splint hinein

An bis etwa 8 mm dicken Stämmchen zeigt der Fraßgang meistens Ringelungen (Abb. 11). Sie haben die Bildung von Wülsten zur Folge, die später aufbrechen können. In den vorgeschritteneren Entwicklungsstadien treten an diesen Stellen Verkrüppelungen auf. Auch an älterem Holze entstehen über den Fraßgängen gelegentlich krebsartige Wucherungen. Die Teile darüber brechen später leicht ab. Junge Stämme können dadurch völlig verkrümmen und entwertet werden. Im Kambium jungen Gewebes scheint der Larvenfraß überhaupt krebsartigen Wuchs anzuregen (vgl. Abb. 22 a, b in Teil II), worauf auch schon von anderer Seite hingewiesen wurde (Garlick 1940, Hixson 1938, Mokrzecki 1922). Solche Folge-

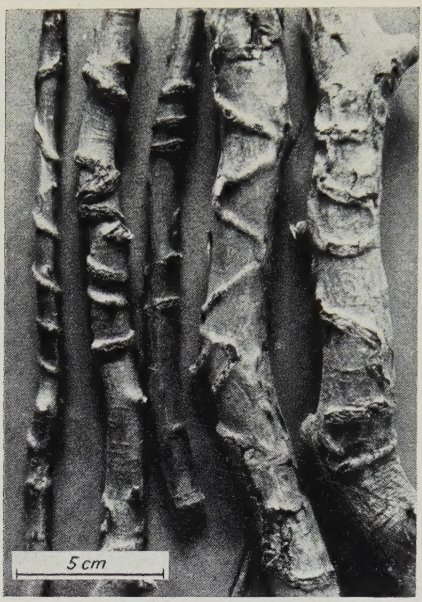


Abb. 11. An Buchenheistern ausgewachsene Ringel (= Spiral-) und Zick-Zack-Fraßgänge (ein Jahr nach dem Befall)

schäden sind in *Agrilus*-Gebieten häufig und werden meist mit Krebsschäden verwechselt.

Verbreitung und Massenwechsel-Gebiete

A. Das Gesamtverbreitungsgebiet (vgl. Abb. 12) umfaßt beinahe ganz Europa und Teile von Rußland und Kleinasien. Im einzelnen gilt für den Grenzverlauf folgendes:

Als südliche Grenzländer nennt OBENBERGER (1927): Algerien, Sardinien, Spanien, Süditalien, Dalmatien, Serbien, Makedonien, Rumänien (Südgrenze) und die Türkei. PETRI (1912) gibt mehrere Fundorte in Siebenbürgen an. In Italien stößt das Verbreitungsgebiet von *A. viridis* L. mit der Buche *(Fagus silvatica* L.) als Brutbaum offenbar bis an deren südliche Verbreitungsgrenze vor (BERLESE 1900, PETRI 1930).

Die Westgrenze scheint an der europäischen Kontinentalküste zu liegen. Das Vorkommen in Britannien wird zwar von STEPHENS (1839) authentisch angegeben, jedoch nur für Eiche als Brutbaum. Da *Viridis* aber — soweit bekannt — nicht in Eiche brütet, beruhen diese Angaben vielleicht auf Verwechslungen mit *A. biguttatus* F. (dem „zweipunktigen Prachtkäfer") und evtl. *A. elongatus* Herbst. TRÄGOARDH (1914) nennt — allerdings ohne Quellenangabe — *Viridis* an Buche auch für England. In Frankreich scheint er allgemein verbreitet zu sein (BARBEY 1925, CLEMENT 1916, HENRY 1892,

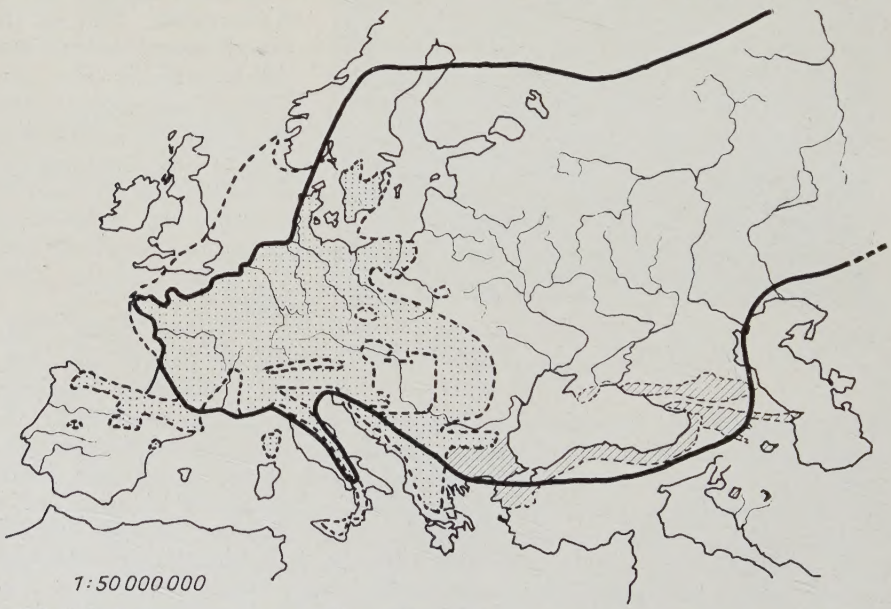


Abb. 12. Verbreitungsgebiete von ***Agrilus viridis*** L. (dick ausgezogene Linie; nach mehreren Autoren), der Rotbuche, ***Fagus silvatica*** L. (gepunktete Fläche; nach Rubner 1953) und der Ostbuche, ***Fagus orientalis*** Lipsky (schraffierte Fläche; nach Tschermak 1950)

Mathieu 1842, Perris 1877), wo er ebenfalls in Buchen und Weiden brütet. Nach Obenberger (1927) gehört auch noch Portugal zum Besiedelungsgebiet.

Für den nördlichen Bereich der Verbreitung nennt der gleiche Autor: Lappland, Norwegen, Schweden und Finnland, ebenso Palm (1950), Trägoardh (1914), Kangas (1942), Krogerus (1922) und Saalas (1949). Dort brütet der Käfer angeblich in Buche, Weide, Birke und Pappel.

Die östliche Verbreitungsgrenze ist nicht ganz klar zu übersehen. Obenberger zählt folgende Bezirke Rußlands auf, in denen *A. viridis* L. und seine Varietäten gefunden wurden: Olonießkaja, Wolgodskaja, Permskaja, Bessarabskaja, Chersonskaja, Charkowskaja, Woronezkaja, Saratovskaja, Orenburgskaja, die Krim und Tiflis, im östlichen Gebiet: Transbaikalien*), den Ort Nikolskaja am Flusse Lena und die Bezirke Tomskaja, Jenissejskaja, Irkutskaja und Zabajkalskaja. Am oberen Jenissej (bei Krasnojarsk) wurde die Art durch Heyden (1839) bekannt. Im Gebiet der Wolga (Sarátov, Kamyshin und Samara) wurde *Viridis* in Birke gefunden (Parfentev 1937, Portchinsky 1913, Köppen 1880) und auf der Krim (Feodossia-Gebirge) in Ahorn (Zibold 1915). An *Fagus orientalis* Lipsky („Ostbuche") kommt Viridis wahrscheinlich noch am Kaspisee, sicher aber in der nördlichen Türkei vor (nach mündlicher Mitteilung von Dr. Defné [Istambul] und nach Fundexemplaren in der Zoologischen Staatssammlung in München). Es ist nicht bekannt, ob der Käfer auch noch im fernen Asien in den dort heimischen *Fagus*-Arten brütet. Die ostasiatischen Buchen (China und Japan, vgl. Schmucker 1942) sind jedenfalls von den beiden europäischen *Fagus*-Arten völlig isoliert.

Aus den mitteleuropäischen Ländern liegen Fundangaben so zahlreich vor, daß auf ihre Nennung verzichtet werden muß. (Zur Gesamtverbreitung siehe auch: Obenberger 1927, Junk'-Schenkling 1927, Seidlitz 1891, Brohmer 1929, Winkler 1936.) Das Hauptentwicklungszentrum scheint nach allen Beobachtungen (vgl. Obenberger 1927) in Mittel- und Nordwesteuropa zu liegen.

Aus Nordamerika wurde früher mehrfach über Schäden an Rosenkulturen durch „*Agrilus viridis* L." berichtet (Weiss 1916, Mutchler 1922, Zappe 1926, Herrick 1935), der angeblich aus Europa dorthin eingeschleppt sein sollte. Es wurde jedoch später gezeigt (Daniel 1931), daß es sich hierbei nicht, wie angegeben, um unseren „Buchenprachtkäfer" (*Agrilus viridis* L. *ab. fagi* Ratz.) handelte, sondern um eine ganz andere Art: *Agrilus communis* Obenberger *var. rubicola* Abeille („The Rose Stem Girdler"). Sie kam nämlich aus Bulgarien mit Rosensträuchern nach Amerika. *Agrilus viridis* L. ist demnach bis jetzt nicht in Amerika verbreitet.

B. Schadgebiete: Ältere Berichte über Massen- bzw. Schadauftreten von *Viridis* sind selten. Zuverlässige Angaben für Deutschland bringen nur: Ratzeburg (1839), Nördlinger (1880), Westhoff-Andrä (1881) und Eckstein (1907) (vgl. auch Jancke (1949) für *Agrilus sinuatus* Oliv.). Hiernach trat *Viridis* in Deutschland schädlich auf:

1. An Buche: 1811—1812 bei Kassel (Hitzesommer 1811!), 1828 bei Göttingen, 1836—38 bei Crailsheim, Blankenburg, im Harz und im Solling (Hitzesommer 1834—35!).

2. An Weide: 1880 in Westfalen bei Bocholt, Dortmund und Waldeck und auch angeblich

3. an Birke: 1902 bei Potsdam.

Für Österreich nennt Koller (1858) *Agrilus*-Schäden an Erle als Folge der Hitzejahre 1856—57 (vgl. auch Döbner 1862).

Für Rußland wird von Portchinsky (1913) über stärkere Vermehrung von *Viridis* an Birke bei Samara (Wolgagebiet) berichtet und von Zibold (1915) über Massenvermehrungen an Ahorn auf der Krim.

Eine als „*Agrilus viridis* L." bezeichnete Art, bei der es sich aber sehr wahrscheinlich um *A. communis* Obenb. *var. rubicola* Ab. handelt (die gleiche Art, die für Nordamerika genannt wurde), vernichtete 1927 in Bulgarien Rosenkulturen (Chorbadzhiev 1929), 1922 in der Schweiz Himbeeranlagen (Stäger 1923) und 1927 in der Ukraine Johannis- und Stachelbeersträucher (Vasilev 1928).

In letzter Zeit hat sich der Buchenprachtkäfer erst wieder nach den Trockenjahren 1945—1947—1949 zum Teil als Schädling in Deutschland, Österreich und der Schweiz bemerkbar gemacht, wie bereits oben berichtet wurde.

*) Auch die Sammlung des Museums Frey, Tutzing, enthält Stücke aus Transbaikalien.

In Bayern wurde die Verbreitung von *Viridis* 1951—1954 durch eigene Erkundung in folgenden Gebieten festgestellt (vgl. Abb. 13): Auf den Münchener Schotterterrassen, in der Moränen-Landschaft um Würm- und Ammersee sowie im weiteren Voralpenraum Oberbayerns; ferner in der Fränkischen Alb (Fränkische Schweiz, Altmühltal, Weißenburger Wald), im Steigerwald und in den Haßbergen. In den genannten Gegenden war *Viridis* an Altbuchen stellenweise ungewöhnlich häufig.

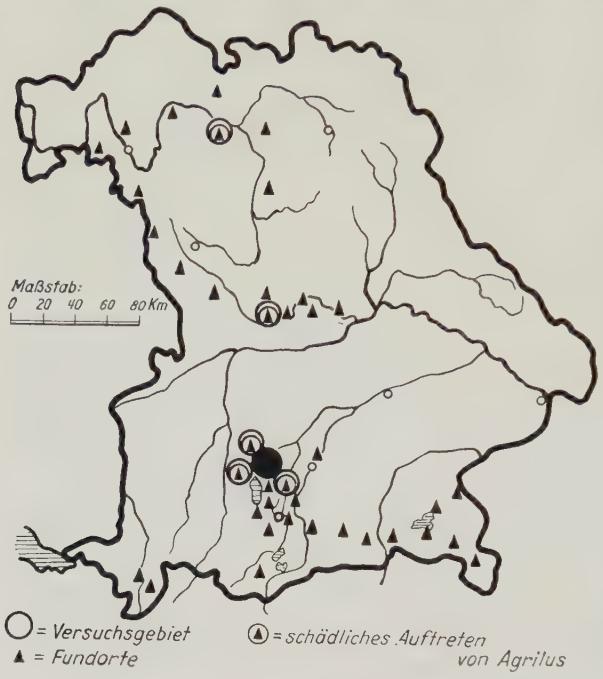


Abb. 13. Eigene Fundorte von ***Agrilus viridis*** L. in Bayern 1951—54

Hiernach scheint es, daß Massenvermehrungen dieser *Agrilus*-Art an geeigneten Standorten überall im Mittel- und Tiefland des mittleren Verbreitungsgebietes eintreten können, ganz besonders aber nach außergewöhnlichen Hitze- und Dürrejahren. Dies weist auf eine besondere Disposition der Wirtspflanze als optimale Voraussetzung für die Massenentwicklung des Schädlings hin. (Der besondere Einfluß des Niederschlags auf das Gedeihen der Buche und dadurch mittelbar auf den Massenwechsel von *Viridis* wird später [Teil II] erörtert.) Es fällt auf, daß die meisten der heute bekanntgewordenen Schadgebiete im mitteleuropäischen Raum, und hier wiederum im Zentrum der Buchenverbreitung liegen.

Die Brutpflanzen, besonders die Rotbuche und ihre Lebensansprüche

Als Brutpflanzen von *Viridis* werden in der Literatur neben Rotbuche genannt: Ahorn (NÖRDLINGER 1880, ZIBOLD 1951), Birke (PARFENTEV 1937, PORTCHINSKY 1913, RAPP 1934, KROGERUS 1922, PALM 1950), Erle (WÖRNDLE 1950, KOLLER 1858, PANZER 1790, SCHIMITSCHEK 1935), Hasel (PANZER 1790), Linde (NÖRDLINGER 1880, SCHWERTFEGER 1944), Pappel (PALM 1950, NÖRDLINGER 1880), Weide (LETZNER 1871, PALM 1950, REICHERT 1935, WESTHOFF-ANDRÄ 1881). Ferner sind Eiche (STEPHENS 1839, RAPP 1934), Rose (SCHWERTFEGER 1944, CHORBADZHIEV 1927), Beerensträucher *(Ribes)* (VASILEV 1928), Himbeere (STÄGER 1923), Seidelbast *(Daphne)* und Gagelstrauch *(Myrica)* (PERRIS 1877) angeführt. Nach widersprechenden Literaturangaben und nach eigenen Untersuchungen sind die letztgenannten Pflanzen wahrscheinlich keine *Viridis*-Wirte.

Im Untersuchungsgebiet fanden sich *Agrilus*-Fraßspuren — außer an Buche — an Ahorn (Heisterpflanzung bei Starnberg), Erle (Isar-Auen bei München), Hasel (bei Grafrath), Linde (wie Ahorn) und Weide (fast überall). Ob diese Fraßbilder in jedem Falle von *Viridis* stammten, kann

nicht sicher gesagt werden, da in der Literatur die aufgeführten Baumarten auch als Nährpflanzen für systematisch gut fundierte eigene *Agrilus*-Arten angegeben werden. Im gleichen Gebiet fand ich aber während dreier Sommer nur wenige Exemplare anderer *Agrilus*-Arten (außer den Farbvarietäten von *Viridis*): *Agrilus biguttatus* Fabr. (Brutpflanze nach Literaturangaben ist Eiche), *A. elongatus* Herbst (Eiche), *A. angustulus* Illig. (?), *A. subauratus* Gebl. (Hasel), *A. aurichalceus* Redtb. (?), *A. integerrimus* Ratz. *(Daphne)*, *A. Roberti* Chevrl. (Eiche), *A. graminis* Lap. (selbst aus Buche gezogen) und *A. sulcicollis* Lac. (?). Die oben erwähnten Fraßspuren wird man demnach vielleicht in der Hauptsache *Viridis* zuordnen dürfen.

Zur Klärung dieser Frage wurden Übertragungsversuche mit aus *Fagus* gewonnenen Agrilen („Buchenform") auf folgende Laubhölzer und Sträucher durchgeführt: Ahorn *(Acer pseudoplatanus* L. und *A. campestre* L.), Apfel *(Pirus malus* L.), Aspe *(Populus tremula* L.), Birke *(Betula verrucosa* Ehrhart), Birne *(Pirus communis* L.), Weißbuche *(Carpinus betulus* L.), Brombeere *(Rubus fruticosus* L.), Sommereiche *(Quercus pedunculata* Ehrhart), Eberesche *(Sorbus aucuparia* L.), Himbeere *(Rubus idaeus* L.), Kirsche *(Prunus avium* L.), Linde *(Tilia grandifolia* Ehrh.), Rose *(Rosa dumetorum* Thuill.), Ulme *(Ulmus campestris* Spach.), Weide *(Salix caprea* L.), und Zwetschge *(Prunus domestica* L.).

Methode: Es wurden auf je eine Jungpflanze dieser Arten 20 *Viridis*-Pärchen in Drahtgazezwingern so angebracht, daß ihnen alle natürlichen Möglichkeiten der Wahl des Aufenthaltsortes (Sonnen- oder Schattenseite), des Blattfraßes und besonders der Eiablage auf südlich exponierter und verletzter Rinde geboten waren.

Die Käfer fraßen weder das Laub (mit einigen Ausnahmen bei Linde), noch legten sie ihre Eier an Rinde ab, obgleich Teile davon entsprechend disponiert gewesen sein mußten. Es kam nur zu Notablagen an der Drahtgaze der Zwinger und an Blättern. Die meisten der Parallelversuche an Buche dagegen verliefen in diesem Sinne positiv.

Nach diesen Versuchsergebnissen läßt sich nur sagen, daß die in Buche lebende Varietät des Buchenprachtkäfers andersartige Laubhölzer mit großer Wahrscheinlichkeit nicht angreift. Da von anderen *Viridis*-Varietäten nicht ausreichend lebende Versuchstiere zur Verfügung standen, war ein Gegenversuch in umgekehrter Richtung leider nicht möglich.

Da in Bayern und besonders im Untersuchungsgebiet stärkeres Auftreten von *Agrilus viridis* L. bisher überhaupt nur an Buche beobachtet werden konnte, soll im folgenden auch nur auf die Lebensansprüche dieser Brutpflanze eingegangen werden. Aus der Kenntnis um ihr Lebensoptimum und um die tatsächlich beobachteten Einwirkungen von Witterung und Standortfaktoren läßt sich dann eine Erklärung für die oft unsichtbaren Primärschäden und darauf erfolgte Erkrankungen, bzw. die Disposition für *Viridis* ableiten, die ja für seine erfolgreiche Entwicklung Voraussetzung ist (wie später noch erörtert wird).

Zunächst sei erwähnt, daß innerhalb der Art: *Fagus silvatica* L. in der Systematik bis jetzt eigentlich noch keine eigenen Rassen unterschieden werden, obgleich sich offensichtlich erbliche Eigenarten schon herausgestellt haben (vgl. Köstler 1950), wie etwa die Laubfärbung, das Austreiben, die Wuchsform („Renk- und Siehlwald-Buchen") oder auch die Zuwachs-Leistung (150 bis 900 fm/ha).

Klima und Verbreitung der Rotbuche: Das Gesamtverbreitungsgebiet von *Fagus silvatica* L. in Europa ist nach Rubner (1953) in Kartenskizze Abb. 12

wiedergegeben. Darin kommt die Abhängigkeit ihres Gedeihens vom Meeresklima deutlich zum Ausdruck. Das Kontinentalklima meidet sie. Ihre Arealbegrenzung erfolgt dementsprechend durch extrem tiefe Temperaturen und durch Spätfröste, anderenteils durch Trockenheit (vgl. auch POLSTER 1950). Im westdeutschen Buchenverbreitungsgebiet haben sich — nach SCHWARZ (1933) — folgende klimatischen Optimalwerte ergeben: Jahrestemperatur 7° C (6—8°), Januartemperatur —1.5° C (0.5 bis —2.5°), Julitemperatur 16° C (15—17°), Zahl der Monate über 10° C = 5, Durchschnittstemperatur der Monate Mai—September = 14° C (13—15°), frostfreie Zeit (Vegetationsperiode = Ende April bis Mitte Oktober) = 160 bis 170 Tage, Jahresniederschlag = 800 mm (750—850) (mit dem Maximum im Juli), Niederschlag in der Vegetationsperiode (Mai—September) = 400 mm (350—450), Niederschlagstage in der Vegetationsperiode = 150 (140—160), relative Luftfeuchte im Jahr = 80% (= 89% im Dezember, 71% im Mai), in der Vegetationsperiode = 75%.

An den großen europäischen Gebirgen wächst sie in einer Gürtelbreite von etwa 1100 m und steigt bis zu einer Höhe von 1600 bis 1800 m ü. d. M. hinauf. In den Mittelgebirgen dringt sie jedoch nicht bis in derartige Höhen vor. Die Höhengrenze in Deutschland stimmt nach MARKGRAF (1932) annähernd mit dem Verlauf der 13°-Juli-Isotherme überein. Eine Tiefenbegrenzung ist dagegen bei uns noch nicht nachweisbar (in Italien angeblich bei 200 m Meereshöhe).

Bodenansprüche: Als „Intensiv-Wurzler" braucht die Buche tiefgründigen Boden. Auf flachem Grunde gedeiht sie nur, wenn sie ihre Tiefenwurzeln in Klüfte einsenken kann. Nach KÖSTLER (1950) (vgl. auch TASCHENBERG 1874) bedarf die Rotbuche humusreichen Bodens, der von verschiedenen Gesteinen stammen kann. An der kühleren Grenze des Fagetums zeigt sie nur noch auf kalkreichen Standorten mit lockerem Boden gute Zuwachsleistung, während sie an der wärmeren Grenze schon eher Anzeichen der Kalkflucht aufweist (vgl. auch RUBNER 1953). Nach FRÜCHTENICHT (1929) scheint sie sich gegenüber dem Bodenkalk fast indifferent zu verhalten. Alles das spricht dafür, daß der Kalk sich im Boden vorwiegend durch seine starke Erwärmungsfähigkeit auswirkt, weniger als Nährstoff-Faktor. Jedenfalls werden Böden mit mittlerem Tongehalt bevorzugt. Das Optimum der Bodensäure liegt bei der Neutralitätsgrenze (pH 7). Die Buchenböden weisen allerdings die weite Spanne von pH 4 bis pH 8.5 auf. Der Boden muß ständig mäßig feucht sein. Stauende Nässe verträgt die Buche nicht.

Eine Eigenart der Buche ist die fast borkenlose Rinde, die sie bei plötzlicher Freistellung sehr empfindlich gegen die Insolation werden läßt, die dann oft Rindenbrand erzeugt. Das ist besonders bei großer Trockenheit der Fall, wenn sich die Rinde auf Grund ihres geringeren Wassergehaltes schneller und intensiver erhitzen kann (vgl. KOLJO 1950, IHNE 1884). Dagegen gilt die Buche in ihrer Jugend bis zu 30 Jahren als schattenfest, sie verträgt also lange Zeit Unter-Schirm-Stellung. Von BOYSEN-JENSEN (1932) und POLSTER (1950) wird nachgewiesen, daß eine optimale Assimilationstätigkeit der Buche nur bei hoher Luftfeuchte (über 80% rel. L. F.) und bei nur verhältnismäßig schwacher Lichtintensität (½ des vollen Tageslichtes) möglich ist. Aus diesen Angaben geht hervor, daß die gesamten Lebensfunktionen der Buche — besonders die Assimilation — sowohl durch Trockenheit als auch durch plötzliche Freistellung stark eingeschränkt werden und Schädigungen zur Folge haben müssen (vgl. auch WIEDEMANN 1932).

Unter optimalen Lebensbedingungen wird die Rotbuche gegen ihre andersartigen Platzkonkurrenten gewalttätig — andererseits braucht sie unter ungünstigeren Verhältnissen Hilfe.

In Bulgarien, Griechenland und Kleinasien wird unsere Buche von *Fagus orientalis* Lipsky („Ostbuche") abgelöst, die ebenfalls Brutpflanze von *Viridis* ist. Ihr Verbreitungsgebiet erstreckt sich östlich bis an die Kaspisee (vgl. Kartenskizze Abb. 12 nach RUBNER 1953 und TSCHERMAK 1950). Weiter östlich ist die Gattung *Fagus* mit mehreren Arten erst wieder in China und Japan vertreten (vgl. SCHMUCKER 1942).

Die Entwicklung

A) Ei-Entwicklung

1. Einfluß von Sonnenstrahlung und Feuchte auf das Ei

Die Eier werden in der bereits anfangs beschriebenen Anordnung in Häufchen meist an südlich exponierten Rindenpartien abgelegt. Will man jedoch den Entwicklungsgang der Eilarven verfolgen, so muß das ganze

Eigelege von seiner Unterlage gelöst werden. Form und Farbwandlung des Eies sind ja nur durch die dünne farblose Eimembran von der Rindenseite her erkennbar.

Das Ei ist im Anfang milchig weiß. Mit der weiteren Ausdifferenzierung des Eilarvenkörpers erscheint es dann zusehends dunkler. Es ist aber keine Pigmentfarbe, die das bewirkt, sondern der Hohlraum, der sich zwischen Eihülle und Larve bildet. Das Tier selbst ist und bleibt ganz hell, abgesehen von seinen sklerotisierten Teilen, das sind: Mandibeln, Analzangen und Atemöffnungen (Stigmata).

Die schlüpfbereite ausgereifte Eilarve verharrt in Hakenlage, bis sie sich dann senkrecht in die Rinde einbohren kann (vgl. Abb. 3).

Es ist erstaunlich, daß ein so zartes Eigelege tagelang der vollen Sonneneinstrahlung standhalten kann, ohne dabei einzutrocknen. Obgleich die Eiablage in den meisten Fällen auf noch lebendsaftiger Rinde erfolgt, entstehen darin auf der Süd- bis Südwestseite immer noch Maximaltemperaturen zwischen 40° und 47° C! — Eigene Messungen an stehenden Buchenstämmen ergaben für lebende Rinde 47° C, für abgestorbene trokkene Rinde 51° C als Maximaltemperatur. Nach Angaben von Schimitschek (1932) kann die Temperatur in trockener Rinde und besonders in toter Borke bis über 54° C ansteigen. (Man muß sich dabei vorstellen, daß Buchenrinde auch in den äußersten Schichten lebt und keine tote Borke besitzt, wie die meisten unserer Laubhölzer. Ihr relativ hoher Wassergehalt [vgl. Abb. 23 in Teil II] ermöglicht stets rasche Wärmeableitung [Koljo 1950] und verhindert so eine Überhitzung durch die Einstrahlung). Aber auch schon bei 47° C würde in derart exponierter Lage das lebende Ei ungeschützt abgetötet. Die Lebens- und Entwicklungsfähigkeit der Eier ist also nur durch den Schutz erklärlich, der ihnen in den schon beschriebenen Isolierschichten nach außen hin gegeben ist. Allein die helle Färbung der gemeinsamen Deckschale bewirkt eine starke Abschirmung der Wärmestrahlung. Die dunkle äußere Eimembran dagegen hält das grelle Licht ab.

Auch gegen Verdunstung sind die Eier durch die beiden Hüllen gemeinsam bestens gesichert, — solange die Dichtung des Kittringes in Ordnung ist. Entstehen aber irgendwie Risse oder Lücken in diesem Schutzmantel, so vertrocknet alles sehr schnell. Das Gelege ist ja jedem Wetter ausgesetzt, so auch jedem nur möglichen Feuchte- bzw. Trockenheitsgrad. Die relative Luftfeuchte kann über der Rinde — nach eigenen Messungen — zwischen 35% und 100% schwanken. Im Verlaufe eines Tageszyklus im Sommer etwa kann das Ei allen Extremen ausgesetzt sein.

Die Entwicklung des Eies war unter Kontrolle im Hygrothermostaten (nach Zwölfer 1932) zwischen 65% und 95% rel. L. F. möglich. (Die Eier waren von ihrer Rindenunterlage künstlich abgelöst worden, sie lagen also — einseitig ohne Isolierschicht — frei.) Bei niederen und bei höheren Feuchtegraden stieg die Mortalität erheblich. Die den natürlichen Verhältnissen entsprechend präparierten Gelege dagegen (die Basis wurde mit Vaseline abgedichtet) waren in der Zucht gegen Feuchteschwankungen bis zu 43% rel. L. F. hinab fast unempfindlich. Nur Daueraufenthalt unterhalb 40% rel. L. F. für 3 bis 4 Tage oder mehr ertrugen sie nicht.

Offenbar regenerieren die Eier in der Natur ihren Wasservorrat hygroskopisch während der Nacht, oder — allgemein gesagt — in der Zeit mit höherer relativer Luftfeuchte. Es ist denkbar, daß sie hierbei auch Ver-

dunstungswasser aus der Baumrinde von der Rinden-(Innen-)Seite her aufnehmen.

2. Reifung und Wärmebedarf im Freiland und unter Laboratoriumsbedingungen

Die Kontrolle der Eientwicklung bereitete — gegenüber den Verhältnissen, wie sie bei anderen Insekteneiern bekannt sind — einige Schwierigkeiten: Es ist nämlich einem Gelege in seiner natürlichen Lage — wie anfangs erwähnt — an sich nicht anzusehen, ob die Eilarven bereits geschlüpft sind oder nicht. Ebensowenig ist der Entwicklungsstand der Embryonen von außen her erkennbar. Erst nach Ablösung des Geleges von der Rinde läßt sich das von der Gelegeunterseite her feststellen. Zur Kontrolle der Eientwicklung im Freiland habe ich daher frische Eigelege auf der Südwestseite von Altbuchenstämmen markiert, dann in bestimmten Zeitabständen abgelöst und die Altersstufen bzw. das Schlüpfen der Larven notiert.

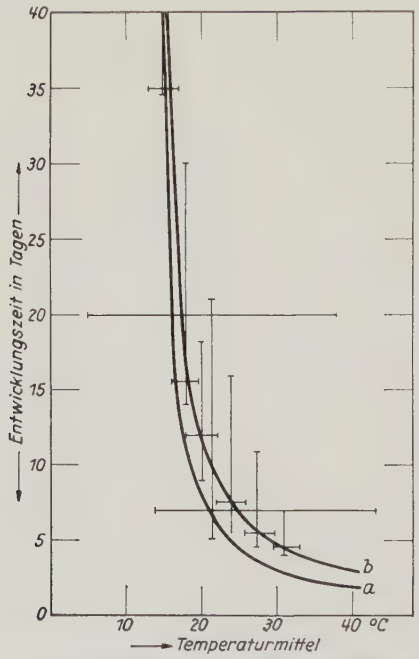


Abb. 14 Die Ei-Entwicklung von *Agrilus viridis* L. in Abhängigkeit von der Temperatur; a) in natürlicher Lage am stehenden Altbuchenstamm im Freiland (Kurve nach der errechneten Gleichung: T[t — 13.5] = 55). b) im Hygrothermostaten (Kurve nach der errechneten Gleichung: T[t — 13.9] = 79.1)

Der Temperaturgang in der Rinde wurde registriert und für die Entwicklungsdauerabhängigkeit zugrunde gelegt. Von einer Berücksichtigung der umgebenden Lufttemperatur des Stammes wurde in diesem Zusammenhange abgesehen, da die doppelte Wärmeisolierung der Eier nach außen hin einerseits und ihr fast direkter Innenkontakt mit der Rinde andererseits eine stärkere Temperaturabhängigkeit hiervon erkennen lassen (vgl. Teil II).

Da durchschnittlich die Hauptmasse der Eier auf der Südwestseite der Brutpflanzen abgelegt wird, wurden die Entwicklungskontrollen auch entsprechend an dieser Stammflanke vorgenommen. Diese Seite erfährt — besonders im Sommer — die stärkste Erwärmung am ganzen Stamm. Die übereinstimmende Lage der Maxima von Gesamteiablage und Rindenerwärmung eines Jahres zwischen SSW und SW stellt besonders deutlich die hohen Wärmeansprüche dieses Insekts heraus.

Das Ergebnis dieser Untersuchungen an zusammen 155 Gelegen mit rund 900 Eiern ist im Diagramm (Abb. 14 a) wiedergegeben: Im September 1951 dauerte die Eientwicklung bei einer errechneten Mitteltemperatur der Rinde von = 16.3° C im Durchschnitt = 20 Tage (Min. = 15 Tage, Max. = mehr als 33 T.). Die Amplitude der Rindentemperaturen während dieser Zeit erreichte 35° C (Min. = + 3° C, Max. = + 38° C). Der während der Kontrollzeit im Juli 1952 erzielte Wert für die durchschnittliche Entwicklungszeit — bei einer errechneten Mitteltemperatur der Rinde von = + 21.4° C (mit einer Amplitude von 29° C, Min. = + 14° C, Max. = + 43° C) — ist = 7 Tage (Min. = 5 Tage, Max. = 21 Tage). Aus diesen beiden ermittelten Durchschnittswerten (20 Tage/16.3° C und 7 Tage/21.4° C) wurde folgenderweise die vorliegende Funktionskurve (a) errechnet: 20 (16.3 — ×) = 7 (21.4 — ×). Daraus ergibt sich ein Entwicklungsschwellenwert (×) für das Ei von = 13.5° C und eine Thermalkonstante („K-Wert") von = 55 (K = Tage/Grade C oberhalb der Ent-

wicklungsschwelle von + 13.5° C). Die Formel der entsprechenden Kurve ist demnach: T (t—13.5) = 55 (T = Zeit in Tagen, t = Temperatur in Graden Celsius). Die Auswertung wurde nach der BLUNCK'schen Hyperbelfunktion (als Temperatursummen-Regel) vorgenommen (vgl. BODENHEIMER 1926 und 1930, MARTINI 1925, SHELFORD 1929, UVAROV 1931 und ZWÖLFER 1931 und 1932).

Die Entwicklung im Thermostaten (Abb. 14 b) erforderte — bei denselben Mitteltemperaturen wie im Freiland — mehr Zeit. Versuchsanordnung: Die von der Rinde abgelösten Eigelege wurden bei 76% rel. L. F. offen — das heißt mit der sonst in natürlicher Lage abgeschlossenen Unterseite nach oben — in Salzschalen aufbewahrt, so daß die Eier jederzeit auf ihren Entwicklungsgrad hin geprüft werden konnten.

Es wurden hier insgesamt 300 Gelege mit rund 1600 Eiern in 6 Temperaturstufen ausgebrütet. Bei 16.3° C Mitteltemperatur waren es = 22 Tage, bei 21.4° C = 9.5 Tage Entwicklungszeit im Durchschnitt. Die Amplituden zwischen Temperatur-Maxima und -Minima waren hier aber wesentlich kleiner, im Höchstfalle erreichten sie 7° C (infolge technischer Störungen an der Kühlanlage des Thermostaten), in den meisten Fällen nur 4° C.

Aus den hier erzielten Durchschnittsergebnissen wurde nach der gleichen Formel ein Schwellenwert von 12.4° C und ein „K-Wert" = 86.6 für die Eientwicklung errechnet. Dieser liegt so mit 31.6 (86.6 — 55) über dem für das Freiland errechneten Werte (das sind = 36%).

Die gleichmäßige Dauertemperatur des Thermostaten — die für die *Viridis*-Eier an sich völlig unnatürlich ist — wird es wohl sein, die für die relative Entwicklungsverzögerung verantwortlich gemacht werden kann. Der Vergleich mit den Freilandergebnissen läßt den Schluß zu, daß nicht die Temperatursumme an sich die Entwicklungsdauer allein bestimmt, sondern daß dafür offensichtlich gerade die Spanne der Amplituden zwischen Temperatur-Maxima und -Minima während der Reifungszeit mit maßgebend ist.

Die nach obiger Formel errechnete Temperaturschwelle für die Eientwicklung — im Mittel = + 13.1° C — stimmt mit dem im Thermostaten empirisch ermittelten Wert — rund = 13.5° C — gut überein. So war bei einer konstanten Dauertemperatur von + 13.5° C ± 1.5 innerhalb von 5 Wochen keine Weiterentwicklung erkennbar.

Erwähnenswert ist noch die oft gefundene Tatsache, daß die Schlüpfdaten der Eilarven des gleichen Geleges sehr unterschiedlich sein können. Besonders hinken hier die in Randlage befindlichen Eier innerhalb des Geleges nach. Das kann vielleicht seine Ursache in der durchschnittlich geringeren Größe dieser Individuen haben (vgl. Abschn.: „Mortalität" und Teil II). Es ließe sich aber auch eine Erklärung in dem vermutlich etwas unterschiedlichen Temperaturgang innerhalb eines Geleges finden. Man darf annehmen, daß die in der Mitte gelegenen Eier durch die intensivere Bestrahlung stärker erwärmt werden als die randständigen und demzufolge früher ausreifen.

Auf Grund der hier gemachten Freilandbeobachtungen läßt sich nun sagen, daß die Eientwicklung von *Viridis* unter optimalen Gegebenheiten — so etwa in Südwestlage, unter voller Sonneneinstrahlung und bei warmer Sommerwitterung — in 5 bis 10 Tagen abgeschlossen sein kann, und daß sie sich unter ungünstigeren Bedingungen dagegen gewöhnlich erst in mehreren Wochen vollzieht (wobei dann ein großer Teil der Individuen ausfällt).

3. Mortalität

Die Mortalität der Eier im Freiland kann — außer in gewaltsamen äußeren Einwirkungen — in folgenden Ursachen begründet sein: a) in Unfruchtbarkeit (Taubheit), b) langanhaltendem Wärmemangel (infolge ungünstiger Lage oder Witterung), c) in Vernässung oder Vertrocknung infolge Aufplatzens der Schutzhülle des Geleges und d) in zu geringem Volumen (Größe) der Individuen.

Eine prozentuale Angabe über die Wirksamkeit der Einzelfaktoren war nachträglich nicht möglich. Die Auszählung von 780 Eigelegen mit 5005 Eiern ergab 418 tote (oder nicht entwickelte) Eier, das sind rund = 8.4%. Auffallend hoch ist dabei der Anteil der kleineren Eier, die sich innerhalb des Geleges meist in Randlage befinden. Ob diese nun taub waren oder nur wegen ihrer geringeren Größe entwicklungsunfähig, ließ sich nicht entscheiden.

Der Verlust ganzer Eigelege durch „Unbekannte Ursachen" wird von KAMP (1952) sehr hoch angegeben (bis 30%). So hohe Ausfälle konnte ich durchschnittlich nicht feststellen, sondern nur etwa 7%. (Der Gesamtausfall durch Taubheit und alle übrigen Einwirkungsfaktoren betrug =15%.)

Das Abfallen der Eihäufchen wird wahrscheinlich zum großen Teil durch Spannungen in der Rinde hervorgerufen, besonders an Altbuchenstämmen. Als Hauptursache dieser Spannungen in der Rinde kann man wohl die Insolation ansehen, die während der Vegetationszeit im Extrem zum gefürchteten Rindensonnenbrand führt, in geringerem Maße vielleicht auch die Ausdehnung durch Wachstum. Sobald die Schutzhülle eines Geleges irgendwie aufplatzt oder auch nur eingerissen ist, vertrocknet der Inhalt sehr schnell, das ganze schrumpft ein und fällt folglich ab.

(Die Eiverluste durch räuberische Tiere werden im Teil II besprochen.)

B) Larven-Entwicklung

1. Zur Morphologie der Larve

Über das Aussehen der *Viridis*-Larve ist bereits einleitend das wesentliche gesagt (vgl. Abb. 4, 5 u. 6 a, b). Sie tritt — nach eigenen Feststellungen — in 4 bis 5 Entwicklungsstufen auf.

Da die Larvenhäutung — das heißt der Übergang aus dem einen in das andere Stadium — bei der verborgenen Lebensweise dieser Tiere nicht direkt beobachtet werden konnte, wurde zur Ermittelung der Zahl der Larven folgendes Verfahren angewendet: Das Bohrmehl aus 30 vollständigen Fraßgängen wurde sorgfältig isoliert, getrennt aufgeschlossen und alle Exuvienreste darin ausgezählt.

Methode: Das dunkelbraune Fraßmehl wurde nach Vorbehandlung mit 10prozentiger Kalilauge (zwecks Quellung) einige Tage lang mit Methylengrün-Gentianaviolett angefärbt und danach mit schwacher Essigsäure gebleicht. Auf diese Weise kommt eine rotviolette Differenzialfärbung aller vorhandenen Chitinteile zustande. Daß trotz peinlichster Sauberkeit bei dieser mühsamen und schwierigen Prozedur einiges übersehen worden sein mag, ist in Anbetracht der Winzigkeit der Larvenhautreste verständlich. Es wurde mit 20—30facher binokularer Prismenlupe durchgesichtet.

Vollständige Exuvien waren überhaupt nicht mehr aufzufinden, nur noch die einzelnen Mandibeln und „Analzangen", und nur gelegentlich kleine Fetzen der eigentlichen Larvenhaut. Zur Feststellung eines Häutungsstadiums genügte jeweils nur einer der erstgenannten Teile. Ihre relative Größe zeigte die Anzahl der stattgefundenen Häutungen an. Unbedingt

sicher wird das Ergebnis erst durch die Auffindung der Analteile, da die Mandibeln der abgestreiften Hüllen in den wenigsten Fällen in erkennbarem Zustande erhalten bleiben. Sie werden ja nach vorne abgestreift und von der Larve danach gefressen, so daß sie zumindest stark korrodiert wieder zum Vorschein kommen und so von anderen Rindenpartikeln schwer zu unterscheiden sind. Die Analzange der Exuvien bleibt dagegen in jedem Falle erhalten, da sie von der Larve — die sich im Gang hier ja nicht umzudrehen vermag — nie mitgefressen werden kann. (Das ist z. B. bei Bockkäfer-Larven der Fall, die allgemein sehr breite Fraßgänge anlegen, in denen sie sich herumdrehen und die g a n z e Exuvie auffressen können.)

In den untersuchten 30 Fraßgängen waren auf diese Weise im Durchschnitt je 3 bis 4 Häutungen, also 4 bis 5 Larvenstufen nachzuweisen.

2. Zur Physiologie der Larve

Die Eilarve bohrt sich unmittelbar aus dem Ei schlüpfend senkrecht in die Rinde ein. Sie kommt also mit der Außenluft überhaupt nicht in Berührung. (Ist die Gelegehülle auch nur etwas von der Unterlage gelockert, so daß der Larve Gegendruck und Widerhalt fehlen, dann ist sie unfähig, sich frei hineinzunagen.) — Je nach Dicke, Feuchtegehalt und physiologischem Zustand der Rinde fressen die Larven sich anschließend gleich bis auf den Splint durch (Abb. 15) — oder bleiben in stetem Kampf gegen Saftdruck und Überwallung von seiten der Rinde mehr oder weniger lange Zeit in der äußersten Schicht —, oft so weit, daß man sie von außen noch erkennen kann (vgl. Abb. 16), besonders unter der Spiegelrinde von Jungbuchen.

In diesem Zusammenhange sei die auffällige Lage der Stigmen (Atemöffnungen) auf der Dorsalseite der *Viridis*-Larven (mit Ausnahme des

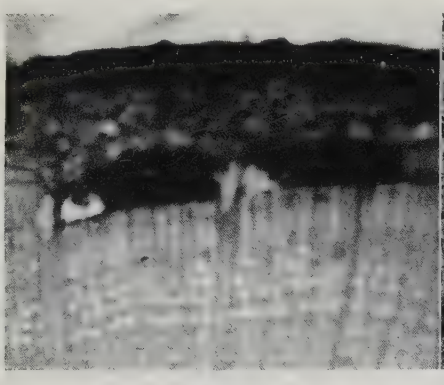


Abb. 15. Eilarven-Fraßgänge (an Buchenzweig) im Querschnitt

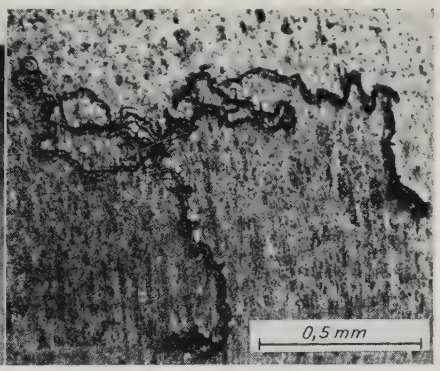


Abb. 16. An Altbuchenrinde ausgewachsene Eilarven-Gänge (Abwehr!)

Stigmenpaares am Mesothorax) erwähnt (Abb. 5), wie sie wahrscheinlich für alle *Agrilus*-Larven zutrifft. Sie dürfte eine Sicherung gegen Abschluß der Tracheen durch den stets von der Splintseite her vordringenden Baumsaft sein, da die Larve ja ventral zum Stamm (Splint) orientiert ist. Nur bei der Puppenwiegenanlage und als Puppe liegt sie anders (S. 268). Die Gefahr der Vernässung ist von der Stammaußenseite (Rückenseite der Larve) her jedenfalls geringer als auf der Innenseite (Bauchseite der Larve).

Der Bau eines solchen Stigmas (vgl. WEBER 1933, OBENBERGER 1927) verhindert schon an sich das Eindringen von Wasser in die Tracheen (Atemröhren). Langanhaltende Nässe im Fraßgang vertragen die Larven aber nicht, sie sterben dabei sehr bald ab. Als Hauptgrund dafür darf man wohl die Verhinderung der Atmung durch Verschmutzung und Abdichtung der Atemöffnungen ansehen. Wenn auch der verfügbare Luftraum einer *Viridis*-Larve und ihr Gasaustausch vermutlich dementsprechend schon äußerst klein sind, so scheint die äußere Atmung für sie aber doch lebensnotwendig zu sein.

In dicker Rinde können die Tiere in verschiedenen Tiefenschichten fressen — in übereinanderliegenden Mantelebenen —, so daß sich ein solcher Fraßgang der ganzen Länge nach oft nur schwer verfolgen läßt. Es kann bei Altbuchen mehrere Jahre dauern, bis die Larven späterer Generationen erst zum Splint durchstoßen. Ihre seitliche Fraßrichtung wird deutlich gleichfalls durch die obengenannten Faktoren — besonders aber von den Wärmeverhältnissen gesteuert. Auf einer nördlichen Stammseite streben die Larven z. B. stets der Sonnenseite zu. Innerhalb des ihnen verfügbaren Raumes versuchen sie immer die wärmere Seite zu erreichen. Alle maßgebenden Faktoren — wie Wärme, Nahrung, Feuchte, Widerstand der Rinde — sind fast in jedem Punkt des sterbenden Pflanzengewebes verschieden stark wirksam und der jeweilige Zustand ändert sich — besonders bei starker Einstrahlung — dauernd und meist sehr schnell. Die Verhältnisse sind in Althölzern und Jungpflanzen sehr verschiedenartig. (Näheres über die Wechselbeziehungen zwischen Schädling und Wirtspflanze wird später [Teil II] gebracht.)

Die Art des Fressens und der Fortbewegung sowie die besondere Wirkungsweise der „Analzange" der *Viridis*-Larve in ihrem Gang konnten in speziell dafür präparierten Buchenheisterstücken vielfach unter der Lupe gut beobachtet werden. (Die Außenwände der Fraßgänge wurden hierbei vorsichtig teilweise durch Deckgläschen ersetzt, um die ungestörte Beobachtung zu ermöglichen. Die Präparate wurden in „Feuchten Kammern" aufbewahrt.) Diese Beobachtungen stimmen übrigens im wesentlichen mit denen von STÄGER (1923) an Larven des *Agrilus communis* Obenb. in Himbeerruten überein.

Die Larve ist in ihrem Gang normalerweise vollständig von der Außenwelt abgeschlossen, wenn man von ihrem besonderen Verhalten beim „Nischenfraß" absieht (vgl. Teil II), bei dem sie auch direkte — bohrmehlfreie — Gänge nach außen (Abflußkanäle) anlegt, durch die überschüssiger Baumsaft ins Freie abgeleitet werden kann (vgl. Abb. 25 in Teil II). Vor ihr befindet sich das noch frische Rindengewebe und hinter ihr das bereits verdaute Fraßmehl als feste Säule. Ihr freier Bewegungsspielraum ist also denkbar klein: Längs ist es etwa nur ein Zehntel ihrer maximalen Körperlänge, und seitlich berührt sie nahezu die Gangwandung. Die mittleren Segmente der aktiven Larve sind oben und unten teilweise der Gangwandung fest angeschmiegt, wobei ihre Häkchenfelder ein Abgleiten verhindern. Nur der Kopf und das Endsegment sind in einem engbegrenzten Felde frei beweglich. Sie werden aus dem Körper teleskopartig herausgeschoben bzw. in ihn zurückgezogen. Ein weiterer Ausweichraum steht allerdings in den Lücken zwischen den in ausgestrecktem Zustande rundlichen Mittelsegmenten noch zur Verfügung. Der flüssige Körperinhalt kann also je nach Bedarf in einige Segmente so hineingepreßt werden, daß dadurch

an anderer Stelle — vorn oder hinten — Bewegungsraum frei wird. Seitlich dagegen ist eine derartige Ausweichbewegung unmöglich. So ist es auch verständlich, daß außen am Körper der Larve kein Genagsel nach hinten vorbeigelangen kann. Der gesamte Rauminhalt des Fraßganges durchwandert demnach vollständig — als Nahrung — den Darm des Tieres.

Die bewegliche Analzange umfaßt die austretenden Kotballen, stößt sie nach rückwärts ab und drückt sie fest. Durch ihre Gestalt ist sie dieser Aufgabe ausgezeichnet gewachsen. Sie kann — nach STÄGER wie eine Zuckerzange — den Kotballen fest packen (die beiden inneren Querleisten der zwei Griffel erweisen sich hierbei als sehr nützlich) und ihn kräftig in die bereits vorhandenen Partikel der „Bohrmehl"-Säule nach rückwärts rammen. Das ganze Endsegment glättet dann nachfolgend durch kreisende Bewegungen — wobei es sich seitlich abkrümmt — diese Abraummauer. In der ganzen Form wie auch in der Festigkeit (Zangengriffel und Außenrundungen des Endsegmentes sind stark sklerotisiert) erweisen sich alle Teile dieses Werkzeugs als sehr wirksam und ihrer Aufgabe entsprechend sinnvoll gebaut. Die besonders am Ansatz der Zange zahlreichen rückwärts gerichteten Haare verhindern außerdem ein Vorrutschen von Kotpartikeln, so daß der Fraßgang stets sauber „gefegt" bleibt.

Da das gesamte Bohrmehl im Gange verbleibt — es wird nämlich nichts davon ins Freie ausgestoßen (wie bei vielen anderen Rinden- und Holzbrütern) —, muß es aus räumlichen Gründen notwendigerweise in der gleichen Dichte hinten abgelagert werden, wie sie das Rindengewebe vor dem Fraß vorne aufweist. (Der Nährstoff- und Wasserentzug im Larvenkörper dürfte sich in dieser Hinsicht auf die Volumveränderung nur ganz unwesentlich auswirken.) Die Larve muß mit Hilfe ihres Endsegmentes also das Fraßmehl schon sehr energisch festrammen, damit sie in ihrem Gang durch den eigenen Abraum nicht in die Klemme gerät. Das Bohrmehl ist daher so fest zusammengepreßt, daß es sich später in ausgetrocknetem Zustande nur in Form kompakter Stangen aus den geöffneten Fraßgängen lösen läßt.

Auch die Fortbewegung des ganzen Larvenkörpers im Fraßgang geht — wie bei der Tätigkeit von Kopf- und Analsegmenten — hauptsächlich teleskopartig vor sich. Die muskulösen Seitenwülste der Mittelsegmente ermöglichen ein örtliches Festklemmen im Gang, wobei durch mikroskopische Häkchen- und Dornenfelder (die schon von LEISEWITZ 1906 mit einer Abbildung beschrieben wurden) ein Verrutschen wirksam verhindert wird (ähnlich fungieren die „Laufwülste" der Bockkäfer-Larven).

Eine rasche Fortbewegung kommt bei diesen Larven naturgemäß nie vor, da der Fraß im Gang überhaupt nur sehr langsam vor sich geht. Die Geschwindigkeit, mit der der Fraßgang vorgetrieben wird, beträgt — nach eigenen Messungen — bei Temperaturen oberhalb + 17° C in Heistern — für mittlere Larvenstadien — 3.5 bis 4.5 mm pro Tag (3 mm pro Tag nach STÄGER). Die Werte der Gesamtfraßzeiten (mindetens 7 Wochen) im Sommer — vom Schlüpfen der Eilarve bis zur Puppenwiegenanlage — ergeben einen ähnlichen Durchschnitt. Da aber für die Larven in jeder Hinsicht optimale Verhältnisse in den wenigsten Fällen vorliegen, haben sie nach Überwindung aller Widerstände meist erst in wesentlich längerer Zeit ihre Fraßstrecke zurückgelegt.

In der Länge der Fraßgänge äußert sich die Gunst oder Ungunst der Lebensverhältnisse nach Lage und Bewegungsraum, Konsistenz und

Nährstoffgehalt, Feuchtegrad und auch nach der Ausgeglichenheit des Temperaturganges in der Rinde von Alt- oder Jungholz. (Bezüglich der Temperaturverhältnisse in Baumstammrinde vgl. IHNE 1884 und KOLJO 1950.)

In Heistern betrug die durchschnittliche Länge des Gesamtweges einer Larve — alle Krümmungen mitgerechnet — = 218 mm. (Im Mittel von 208 Pflanzen mit 577 ausgemessenen Gängen). Der kürzeste Gang maß 130 mm, der längste 330 mm. Der Mittelwert für Altbuchen betrug 266 mm (im Mittel von 193 ausgemessenen Gängen an 26 Stämmen). Die Extreme waren 140 und 540 mm. (Diesen größeren Fraßganglängen in Altholz entsprachen auch die größeren Imagines — gegenüber den aus Heistern gezogenen kleineren Tieren.)

Die Puppenwiegen-Anlage: Vor der Puppenwiegen-Anlage zeigt die *Viridis*-Larve eine weitere Eigenart: Sie ändert ihre Fraßrichtung um 180° in der Ebene, so daß ein Haken entsteht. Es ist dabei gleichgültig, in welche Stammrichtung der dem Hakengang vorausgehende Teil des Larvenganges hinweist. Die Puppenwiege wird anschließend immer in Längsrichtung — parallel zum Faserverlauf — angelegt (Abb. 10).

An wenigen Individuen in Zweigstücken, die, wie schon beschrieben, für die Beobachtung der Tiere in ihrer natürlichen Lage besonders präpariert waren, konnte ich die Art und den Vorgang des Puppenwiegenbaues direkt beobachten. Um die Tiere bei ihrer Tätigkeit nicht zu beeinflussen und ihr Verhalten nicht zu ändern, wurden sie hierbei dauernd dunkel gehalten und nur während der kurzen Kontrollen aufgedeckt. Außerdem war es möglich, bei der Isolierung von über 1100 Larven-Endstadien aus ihrer Puppenwiegen-Anlage alle Stellungen der Tiere darin kennenzulernen, so daß ein vollständiges Bild vom Werdegang der Puppenwiege gewonnen werden konnte. Der Verlauf ist folgendermaßen:

Die Larve frißt sich am Ende des Hakens plötzlich schräg in den Splint hinein. (Äußerlich ist dies an der Aufhellung des Fraßmehles zu erkennen. Vorher war es dunkelgelb bis -braun. An der Übergangsstelle zeigt sich daher auch deutlich die für Buprestiden so bezeichnende „wolkige" Anordnung der Fraßmehlpartikel, die durch die kreisenden Bewegungen des Endsegmentes der Larve beim Festdrücken zustande kommen). Dann vollführt das Tier räumlich gewissermaßen einen Überschlag, indem es seinen Fraßgang ventralwärts in scharfer Krümmung weiterführt, so daß die Richtung schließlich genau umgekehrt ist (Abb. 10). (Hierbei kommt die Larve nun — aus ihrer bisherigen Ventrallage — mit ihrem Rücken dem Stamm zugewendet zu liegen). Sie geht normalerweise bis höchstens 6 mm tief ins Holz hinein, — so jedenfalls in nicht zu starker Rinde —, in Heistern aber oft bis ins Mark. Bei tieferem Eindringen in den Holzkörper von schwachen Pflanzen kann die Larve sogar zuweilen bis auf die andere Seite durchstoßen. Nun nagt sie anschließend nicht gleich das Ausflugloch für die spätere Imago, sondern erweitert erst ihren Fraßgang unter mehrfachen Wendungen um die eigene Längs- und Querachse zu einer Höhle, eben zur „Puppenwiege". (Man vermutete bisher, daß sich das Tier in der Puppenwiege nicht herumdrehen würde, weil stets ein Ausflugloch der dem Larveneingang entgegengesetzten Seite angelegt wird, — übrigens auch eine nur *Agrilus viridis* L. zukommende Arteigenschaft —. Andere *Agrilus*-Larven legen nur eine Öffnung an, so daß hier der Larveneingang gleich vom schlüpfenden Käfer als Ausgang benutzt wird. Die *Viridis*-Puppe liegt aber in ihrer Wiege immer in der gleichen Kopfrichtung wie an-

fangs ihre Larve, und die Imago muß sich beim Schlüpfen die letzten Hindernisse ins Freie selbst wegräumen. Die später verlassene Puppenwiege weist daher stets zwei Öffnungen auf: Larveneingang und Flugloch). So stößt die Larve nach vielen Wendungen wieder bis dicht an die Rinde vor, oft unmittelbar unter dem eigenen Fraßgang.

Die Puppenwiege wird nur in den Ausmaßen der späteren „Vorpuppe" angelegt, so daß die viel längere Larve sich darin gar nicht einmal strecken, sondern nur in gekrümmter Lage allmählich kontrahieren kann. Die Verkürzung der Larve geht über die Hakenform und wellenförmige Mittelstadien in die zuletzt walzlich-runde „Vorpuppe" über. Diese liegt nun stets mit dem Bauch nach außen.

Unter „Vorpuppe" ist hier nur eine kontrahierte Larvenform verstanden, die noch keine imaginalen Merkmale aufweist. Da ihre Gestalt aber so eigenartig und von Vor- und Folgestadium so grundverschieden ist, wurde dieser Ausdruck zur besseren Unterscheidung von den übrigen Larvenstadien trotzdem verwendet. Diese „Vorpuppe" stellt außerdem die widerstandsfähigste Zustandsform von *Agrilus viridis* L. im Gesamtzyklus dar. Im April vertritt sie beispielsweise mit mindestens 60% die gesamte Population (vgl. Abb. 17 a, b).

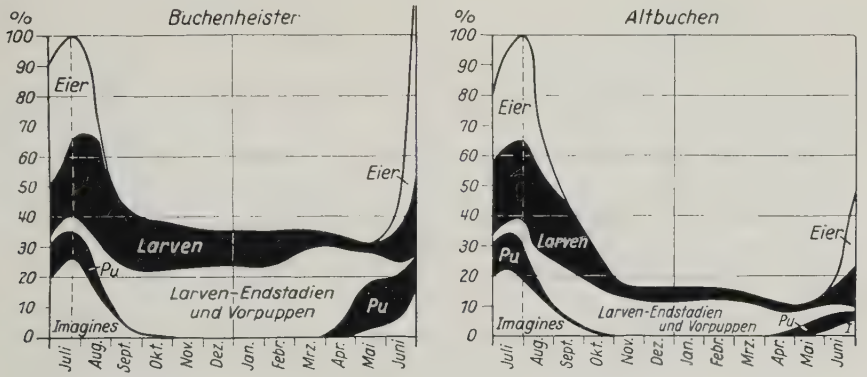


Abb. 17. Altersstufung und Sterblichkeit der Population von *A. viridis* L. in den Versuchspflanzen 1952-53 in Grafrath. a) für Buchenheister (300 Pflanzen); b) für Altbuchen (26 Stämme)

3. Die Wärme-Ansprüche

Während der ganzen Vegetationsperiode 1952 bis Mai 1953 wurde im Versuchsgebiet Grafrath der Temperaturgang der Luft und der Buchenrinde in allen Lagen an Altholz und an Heistern und der Umgebung registriert (vgl. Teil II). Die errechneten Temperatursummen wurden zu den gefundenen Fraßganglängen der markierten Tiere in Beziehung gesetzt. Das Ergebnis liegt im Diagramm Abb. 18 vor.

Wie nach den vorangegangenen Betrachtungen zu erwarten war, zeigt sich keine einfache Abhängigkeit der Fraß-Geschwindigkeit von der Temperatur. Die großen Widerstände von seiten der Wirtspflanze bringen ja letzten Endes mindestens der Hälfte aller Larven den Tod (vgl. Abb. 21 a, b), den übrigen aber mindestens eine starke Hemmung in ihrer Tätigkeit und damit eine Verzögerung in der Entwicklung. Zur Berechnung der Beziehung: Fraßganglänge/Temperatursumme hätten deshalb eigentlich nur Individuen herangezogen werden dürfen, die sich unter in jeder Hinsicht

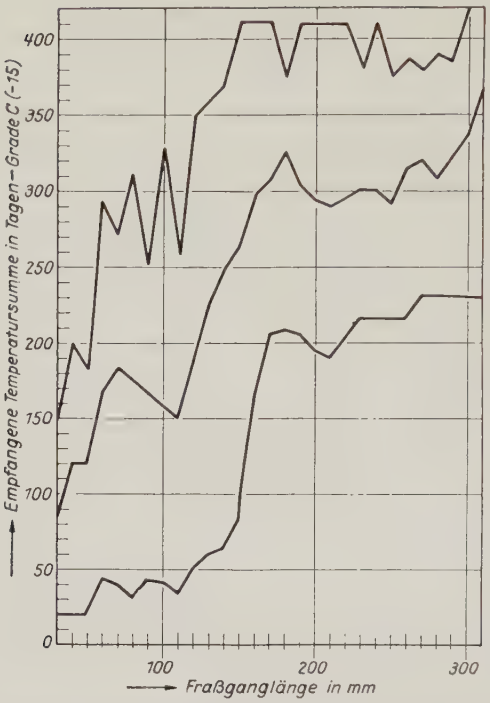


Abb. 18. Die Fraßgang-Längen der Larven von *A. viridis* L. in Beziehung zur empfangenen Temperatursumme (— angegeben als Produkt aus der Zeit (in Tagen) und der Temperatur (in °C — oberhalb der Entwicklungsschwelle = der Aktivitätsschwelle der Larven + 14 — 15° C)

optimalen Verhältnissen entwickeln konnten. Da bei der Kontrolle naturgemäß nicht mehr zu ersehen war, unter welchen Bedingungen das einzelne Tier sich entwickelt hatte, mußten also all die unbekannten Verzögerungsursachen zwangsläufig mit registriert werden. In der Darstellung sind sie demnach mit im Faktor „Zeit" enthalten, — das heißt, die Wärmeansprüche erscheinen hier zum Teil höher als sie es in Wirklichkeit sind. So erklärt sich also die außergewöhnlich große Streuung im Kurvenbild.

Der Temperatursummen-Berechnung wurde hier ein unterer Schwellenwert von +15° C zugrunde gelegt. Er wurde als Durchschnitt bei der Larven-Aktivität ermittelt. (Zu diesem Zwecke wurden *Viridis*-Larven in ihrer natürlichen Lage in präparierten Aststücken unter verschiedenen Temperaturen beobachtet.) Als Anhalt galt die Fraßtätigkeit.

Es zeigte sich nun, daß ein für alle Larvenstufen geltender unterer Aktivitäts-Schwellenwert nicht festliegt. Ältere Tiere fraßen — wenn auch langsam — noch bei +14° und sogar bei +11° C, die jüngeren dagegen erst bei höheren Temperaturen, oft erst von + 17—18° C an aufwärts. Alt- und Jung-Larven haben offensichtlich verschiedene untere Aktivitäts-Schwellenwerte, was mit dem Umstand zusammenhängen dürfte, daß sie in der Hauptmasse im Freien zu verschiedenen Zeiten erscheinen. Die Junglarven (mit 17—18° C) treten vorwiegend in den wärmeren Monaten Juli—August auf, die Altlarven (mit 11—14° C) in den Herbstmonaten (September—Oktober). Zur Vereinfachung wurde bei obigen Temperatursummen-Berechnungen daher der gemittelte Schwellenwert von + 15° C in Ansatz gebracht. Da bei der Larve ohne Nahrungsaufnahme — also bei Nicht-Aktivität — die Weiterentwicklung zwangsläufig aussetzen muß, wurden die Schwellenwerte für Entwicklung und Aktivität bei obigen Berechnungen als übereinstimmend angenommen.

Der Lage der Eihäufchen entsprechend gelangt der größte Teil der Larven schon zu Anfang in die wärmsten Rindenteile an der Wirtspflanze. Wie bei der Eientwicklung sind auch die Wärmeansprüche der Larven sehr hoch. Das ist besonders daraus ersichtlich, daß selbst in einem so warmen und sonnigen Sommer wie 1952 Larven, die in nördlichen Stammteilen fressen mußten, ihre Entwicklung zur „Vorpuppe" nicht mehr im gleichen Jahre durchlaufen konnten. Die in südlich exponierten Rindenteilen

fressenden Larven gleichen Alters konnten dagegen zum großen Teil noch im Herbst ihre Puppenwiege anlegen und viele von ihnen bereits als „Vorpuppen" darin zur Ruhe kommen.

Auch das aktive Verhalten der Larven, stets der wärmeren Seite zuzustreben, kennzeichnet deutlich ihr Wärmebedürfnis. Allerdings ist der Aufenthalt in extrem erhitzter Rinde auch vielen Larven später verderblich geworden. Bei Rindentemperaturen über + 44° C zwei bis drei Stunden lang, starben die meisten Tiere ab. Darüber hinaus waren dann diese Rindenpartien auch sehr schnell ausgetrocknet, so daß den Larven darin ohnedies die Lebensgrundlage entzogen war.

C) Puppen-Entwicklung

1. Zur Morphologie der Umwandlung

Die Umwandlung der Larve in die Puppe vollzieht sich unter der eingeschrumpften Haut des letzten Larvenstadiums, — der „Vorpuppe". Äußerlich sind Einzelheiten des Vorgangs nicht wahrzunehmen. Aus den 13 einzelnen Körpersegmenten der Larve entstehen die drei Abschnitte: Kopf, Brust und Hinterleib. (Bezüglich der äußeren Gestalt der „Vorpuppe" sei auf Abb. 10 verwiesen.)

Die Puppe ist eine typische „Pupa libera" (Abb. 19), die zunächst nichts Besonderes aufweist, was auf ihre Zugehörigkeit zur Gattung *Agrilus* schließen ließe. Der für die Buprestiden (aber auch Elateriden) so typische Prosternit-Fortsatz ist in seiner Anlage bei der Puppe deutlich erkennbar. Die für die *Viridis*-Larve bezeichnende „Analzange" verschwindet bei der Verpuppung vollständig. Das Abdominalende der Puppe ist einfach gerundet. Erst nach Abschluß ihrer Ausfärbung und der Ausdifferenzierung der seitlichen Doppelleiste des Prothorax ist die Gattungszugehörigkeit der Puppe einwandfrei zu erkennen.

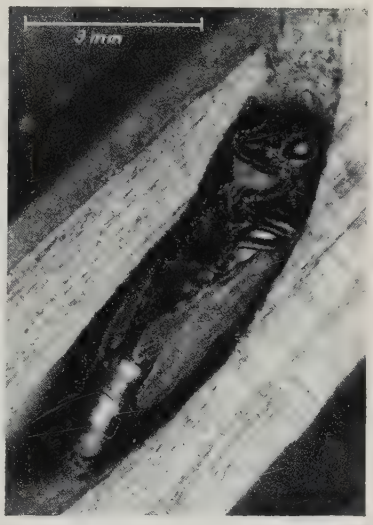


Abb. 19. Puppe, die bis auf die Flügel und das Prosternum bereits ausgefärbt ist

Sobald die Flügel etwa die Hälfte ihrer späteren Länge erreicht haben, setzt die Pigmentierung ein. Sie beginnt an den Augen und verläuft weiterhin in fester Reihenfolge über: Mandibeln, Tarsen, weitere Kopfteile, Analsegmente usw. und greift zuletzt auf Flügeldecken und das Prosternum mit seiner kaudalwärts gerichteten Spitze über.

Die Metamorphose ist mit einem merklichen Volumenverlust verbunden. Dies zeigt sich darin, daß das erste Puppenstadium in der letzten Larvenhaut (das ist die Hülle der „Vorpuppe") gut Platz findet. Sogar Zwischenräume bleiben noch frei. (Hinsichtlich der Größenänderung vgl. Abb. 7).

Die Puppe besitzt keine besondere Schutzhülle. Ihre Wiege ist ohne Gespinstauskleidung und nur an den Enden mit festgepreßtem Bohrmehl verstopft.

2. Wärmebedarf zur Puppenentwicklung

Der Verlauf der Puppenentwicklung („Vorpuppe" — Imago) wurde sowohl im Freiland durch laufende Stichprobenuntersuchungen in den natürlichen Puppenwiegen als auch in künstlich geschaffenen unter Hygrothermostaten-Bedingungen verfolgt.

a) Die Freiland-Entwicklung

Um die reifenden Puppen laufend unter naturgegebenen Verhältnissen kontrollieren zu können, mußten sie an ihrem ursprünglichen Platze so untergebracht werden, daß ihre Beobachtung jederzeit ohne Störung möglich war. Zu diesem Zwecke brachte ich die Tiere in quer durchbohrte Korkstopfe — die in entsprechende Bohrlöcher in der Rinde gesteckt wurden — so unter, daß sie ähnlich wie vorher in ihrer Puppenwiege zu liegen kamen.

Bei dieser Anordnung blieben die Temperaturverhältnisse infolge Einstrahlung nahezu gleich. Nur zeigte sich später, daß dabei die Gefahr des Ertränktwerdens im Baumsaft der frischen Bohrlöcher und des Erdrücktwerdens durch Kalluswachstum sehr groß ist. (Der Kallus drängte sich oft in wenigen Tagen bis in die Mitte der Ausbohrung hinein!) Die Feuchtigkeit in solch künstlich geschaffenen Hohlräumen war auch höher als in den durch das Fraßmehl fest abgekapselten natürlichen Puppenwiegen, da bei ihnen durch die seitlichen Öffnungen im Korken der Saft — oder zumindest feuchtigkeitsgesättigte Luft — von der frisch zerschnittenen Rinde im Bohrloch her freien Zugang zur Wiege selbst hatte. Da bei *Viridis*-Puppen Luftfeuchte in Grenzen zwischen 50 und 100% für die Entwicklung ohne bedeutenden Einfluß ist (vgl. unter 3.), konnte die künstlich geschaffene Lage hinsichtlich der Berechnungen — der sonst natürlichen gegenüber — als gleichwertig behandelt werden. Puppen der Parallelkontrollen in natürlichen Wiegen zeigten denn auch entsprechend die gleiche Entwicklungsdauer.

Mit der eigentlichen Puppe konnten die Versuche nicht begonnen werden, da diese ohne scharfen und klar erkennbaren Übergang aus der „Vorpuppe" hervorgeht. Deshalb wurden 320 Tiere als „Vorpuppen" angesetzt. Davon entwickelten sich 79 vollständig zu Käfern. (Die übrigen schieden aus, da sie durch Saftfluß geschädigt oder durch Kallusbildung oder bei den Zwischenkontrollen verletzt wurden und eingingen. Ein anderer Teil wurde vorzeitig für morphologische Untersuchungen entnommen.)

Um den Einfluß möglichst verschiedener Temperaturbereiche zu ermitteln, legte ich 320 Bohrlöcher für die Korkstopfen-Puppenwiegen zu je 20 in Vertikalreihen rings um einen Alt-Buchenstamm (einer lebenden stehenden Buche) an. In jedes Loch kam — wie schon beschrieben — ein Kork mit je einem Tier, das seiner ursprünglichen Himmelslage entsprechend orientiert war.

Es zeigt sich hier eine starke Streuung der Entwicklungszeiten um den Mittelwert für die verschiedenen Temperaturbereiche. So schwankte die Entwicklungszeit bei einer (errechneten) Durchschnittstemperatur von z. B. 11.6° C (Min. = —2° C, Max. +35° C) zwischen 35 und 52 Tagen (im Durchschitt = 43 Tage) — oder bei +8.3° C (Min. = —2° C, Max. = +28° C) zwischen 75 und 90 Tagen (im Durchschnitt = 89 Tage).

Eine Ursache der Streuung liegt in der an sich normalen Variationsbreite. Sie ist hier besonders groß, da die physiologische Reifungsbereit-

schaft der „Vorpuppe" zur Puppe sehr verschieden zu sein scheint. Die „Vorpuppen" liegen entsprechend ihrer jahreszeitlichen Entstehung vorher schon unterschiedlich lange in ihrer Wiege. Die ältesten unter ihnen befanden sich seit Ende Juli (1952) in Ruhelage, die jüngsten hatten sich dagegen gerade erst Anfang März aus dem Larvenendstadium zur Vorpuppe kontrahiert. Dazu kommt noch eine erhebliche Verzögerung der Entwicklung einzelner Puppen durch ihre Neigung zum „Überliegen". Oft setzt nämlich die Weiterentwicklung erst nach einer mehr oder weniger langen Ruhepause wieder ein. Auch hohe Temperaturen scheinen sie dabei nicht wesentlich zu beeinflussen. In der Thermostatenzucht „überlagen" unter den verschiedensten Dauer- und Wechseltemperaturen rund 18% (von 600 angesetzten Versuchstieren). Möglicherweise waren daran auch zum Teil die gleichmäßigen Dauertemperaturen schuld, die wahrscheinlich eine Entwicklungshemmung bewirken (vgl. bei Larvenentw. u. b), denn im Freiland lag der Prozentsatz der „Überliegenden" unter 5.

Die Puppenentwicklung im Frühjahr 1953 beanspruchte im Freiland günstigstenfalls (das heißt: in südwestlicher Stammrindenlage) = 35 Tage. In weniger sonniger bis zur Nordostlage hin dauerte sie dagegen bis über drei Monate an. Die Temperaturspanne während dieser Entwicklungszeit erreichte: 41° C! (Min. = —2° C, Max. = +39° C). Im Minimum lag die Temperaturspanne bei 26° C. — Aus all diesen Versuchsergebnissen wurde die Formel für die Annäherungskurve (hyperbelähnlich): T (t—7.8) = 95.6 errechnet. (Näheres dazu auch bei „Eientwicklung" und bei Thermostatenzuchten.)

Im März—April befand sich der größere Teil aller untersuchten Agrilen im „Vorpuppen"-Stadium. Erst April—Mai setzte dann bei starker Besonnung in der wärmsten Stammrindenlage (SW) die eigentliche Verpuppung ein. Ende Mai schlüpften die ersten Käfer. In den kalten Stammrindenlagen zog sich diese Entwicklung über mehrere Wochen — bis Ende Juli — hin. (An Hand dieser Beobachtungsergebnisse läßt sich berechnen, daß in Jahren mit kühler Witterung die Puppenreifung bis in den Herbst hinein andauern muß.)

Die Larven können sich frühestens im zweiten oder dritten, Spätlinge auch erst im vierten Kalenderjahre (nach der Eiablage) verpuppen, — entsprechend der Witterung, ihrer Lage und der Reifungsbereitschaft. Die jahreszeitlich schnellsten unter ihnen, die etwa Ende Juli schon als Vorpuppen bereit liegen (sie entstammen den ersten Eigelegen des Jahres — von Anfang Juni), verwandeln sich — wenigstens nach meinen Erfahrungen — niemals noch im gleichen Jahre zur Puppe, — auch nicht bei großer Wärme (Sommer 1952!). Sie besitzen dazu offenbar noch nicht die notwendige physiologische Reife. *Agrilus viridis* L. ist also in jedem Falle mindestens „einjährig". Übrigens sind schlüpfreife Puppen auch nicht „winterfest", und solche, die für 8 Tage einer Dauertemperatur von —5° C ausgesetzt waren, gingen restlos zugrunde. „Vorpuppen" dagegen ertrugen wechselnde Kältegrade ohne Schaden.

b) Entwicklung unter Hygrothermostaten-Bedingungen

Vom Herbst 1952 bis zum März 1953 wurden „Vorpuppen" ihren Wiegen in Alt- und Jungbuchen entnommen und in Hygrostatenschalen (nach Zwölfer 1932 b) mit verschieden konstant-feuchter Luft und unter verschiedenen Dauer- (wie auch Wechsel-)Temperaturen weitergezogen.

Es wurde mit drei Feuchtestufen gearbeitet: 92 bis 97% rel. L. F., 74 bis 79% rel. L. F. und 52 bis 57% rel. L. F.; mit den Salzen: Kalium-Nitrat, Natrium-Chlorid und Kalzium-Nitrat als Feuchteregulatoren. In jeder dieser Feuchtestufen wurden je 10 bis 30 „Vorpuppen" in 15 Dauertemperaturstufen (zwischen 0° und + 32° C) gehalten, so daß verschiedene Serien in wenigstens 3mal 15 = 45 Versuchsgruppen (mit insgesamt 1000 Tieren) angesetzt werden konnten.

Was bei der Thermostatenzucht die grundlegende Veränderung hinsichtlich der Temperaturverhältnisse angeht, so sei auf das schon bei „Eientwicklung" Gesagte hingewiesen. Es ist auch hier anzunehmen, daß die für *Viridis* normalerweise unnatürlichen konstanten Temperaturen die teilweise starke Entwicklungsverzögerung bewirkten. Sehr auffällig trat das bei einer Sammelgruppe von „Vorpuppen" in Erscheinung, von der viele bei +30° bis +33° C in 76% rel. L.F. monatelang bis zu Versuchsabschluß unverändert verharrten, das heißt eben: „Überlagen". Diese Tiere entstammten nämlich aus im Herbst 1951 gefällten Buchen (Altholz). Sie befanden sich ursprünglich auf der Südseite der Stämme und gelangten nach der Fällung in Vollschattenlage an den Boden. Dadurch wurde ihre Weiterentwicklung infolge der hier viel niedrigeren Temperaturen fast vollständig unterbunden. Der größere Teil von ihnen reifte nur sehr langsam im Thermostaten weiter aus. Auf die „Überliegenden" von ihnen „häufte sich" so eine Temperatursumme von über 3000 TG (Tage/Grade C —15) bis zu Versuchsabschluß.

In einer anderen Reihe von Versuchsgruppen waren die im Herbst 1952 aus einem Teil der Versuchsbuchen gewonnenen „Vorpuppen" enthalten. Sie entstammten den im Sommer des gleichen Jahres (Juni—August) abgelegten Eiern. Es ergab sich für ihre Entwicklungszeit — die ebenfalls eine wesentliche Verzögerung im Vergleich mit den Tieren unter natürlichen Verhältnissen aufwies — eine Temperatursumme von im Durchschnitt = 569 TG (Min. = 379 Tg, Max. = 914 TG).

Zeitlich parallel zu den bereits beschriebenen Freilandkontrollen (unter a) wurden mit gleichem Ausgangsmaterial, das heißt: mit erstjährigen „Vorpuppen", die im März 1953 ihren natürlichen Wiegen entnommen worden waren, — Reihen von Versuchsgruppen für die Hygrothermostatenkultur zusammengestellt.

Die durchschnittlich erreichte Temperatursumme von 277 TG (Min. = 158 TG, Max. = 379 TG) liegt bei dieser Versuchsserie noch immer wesentlich höher als bei den im Freiland gereiften Puppen (mit 95 TG). Die Entwicklungszeiten lagen durchschnittlich zwischen 15 Tagen (Min. = 13, Max. = 18 Tage) bei +32° C Dauertemperatur (Min. = +29° C, Max. = +34° C) und über 100 Tagen (Minimum) bei +14° C (Min. = +15° C, Max. = +15° C). Bei +13° C (Min. = +11° C, Max. = +14° C) Dauertemperatur war innerhalb von vier Monaten keine Weiterentwicklung feststellbar.

Die relative Entwicklungsverzögerung läßt sich — ähnlich wie bei der Eireifung und bei der erstgenannten Reihe von Vorpuppen — ebenfalls nur durch den ungünstigen Einfluß der Thermostaten-Temperaturen erklären. Hierbei trat nur eine Schwankung von höchstens 3° C um den eingestellten Mittelwert auf (infolge äußerer Einflüsse und technischer Störungen an der Kühlanlage des Thermostaten). Die natürliche Rindentemperatur am stehenden Stamm (Altbuche) dagegen schwankt schon im Frühjahr im Tagesverlauf an der wärmsten Flanke zwischen +10° C und +40° C — also um mindestens 15° C. um den theoretischen (errechneten) Mittelwert. Wie bei

der Eientwicklung, so scheint auch bei der Puppenentwicklung dieser starke Temperaturwechsel einen sehr wesentlich fördernden Einfluß auszuüben. Im gleichen Sinne ist auch sehr bemerkenswert, daß der untere Temperaturschwellenwert der Entwicklung der *Viridis*-Puppe unter den natürlichen Verhältnissen — rechnerisch mit + 7.8° C — erheblich tiefer liegt als in der Thermostatenzucht — mit rechnerisch = + 14,6° C und empirisch = + 13° bis + 14° C.

Für die Entwicklungsverzögerung bei den konstanten Thermostaten-Temperaturen — wie sie vorstehend geschildert wurde — könnten noch anderweitige Ursachen in Frage kommen: Es ist denkbar, daß die Altlarve und „Vorpuppe" einer winterlichen Diapause mit entsprechend lange einwirkendem niederem Temperatureinfluß bedarf, um sich später im Frühjahr — unter dem Einfluß überschwelliger Temperaturen — in kurzer Zeit zur Puppe bzw. zum Käfer zu entwickeln. Für die Eier der Nonne *(Lymantria monacha* L.) liegen ähnliche Erfahrungen vor (Zwölfer 1934 und 1935). Die Entscheidung wird nur auf experimentellem Wege erbracht werden können.

3. Feuchteansprüche zur Entwicklung

Sämtliche Versuchsgruppen im Thermostaten wurden auch im Hinblick auf die Luftfeuchte im Zusammenhang mit der Entwicklungsgeschwindigkeit und der Sterblichkeit der Puppen untersucht. Es stellte sich dabei eine zunehmende Entwicklungsverzögerung mit abnehmender Luftfeuchte heraus.

So benötigen die unter 56% rel. L.F. gereiften Puppen eine durchschnittliche Temperatursumme von 290 TG gegenüber 264 TG bei den unter 76% bis 93% rel. L.F. gehaltenen Tieren. Diese Verzögerung steigert sich bis zum Entwicklungsstillstand und bis zum Tod (durch Vertrocknen), der bei Daueraufenthalt unterhalb 35—30% rel. L.F. eintritt, wie durch stichprobenweise Prüfung festgestellt werden konnte.

Die Luftfeuchte zwischen 50 und 95% scheint — nach diesen Untersuchungsergebnissen — keinen wesentlich beschleunigenden oder verzögernden Einfluß auf die Puppenentwicklung auszuüben. Auch die Sterblichkeitswerte innerhalb dieser Feuchtezone lagen (zwischen 18 und 32° C) regellos mit 0 bis 60% über alle Gruppen verteilt, ohne daß irgendeine bestimmte Abhängigkeit zu erkennen gewesen wäre. Erst bei höheren Dauertemperaturen (+32 bis 34° C) starben bei über 95% rel. L.F. die meisten Tiere ab. Daran schien aber schon die hohe Temperatur allein schuld gewesen zu sein, die bei + 34 bis 37° C auf die Dauer tödlich für *Viridis*-Puppen ist.

Unter natürlichen Bedingungen im Freiland (vgl. auch Tab. III in Teil II) — wo für *Agrilus* auf die Dauer nie so extreme Verhältnisse zusammentreffen, wie sie im Thermostaten gegeben waren, scheinen Luftfeuchte bzw. -trockenheit kaum Einfluß auf das Puppenleben zu haben. Ich fand Tiere einerseits in von der Sonne völlig gedörrter Rinde (wie in ebensolchem Splintholz) und andererseits auch in Puppenwiegen ganz intakt vor, deren Wandung mit Saft geradezu getränkt war. Lagen die Puppen jedoch unmittelbar im Wasser (Baumsaft), so gingen sie zugrunde.

Bei hoher Luftfeuchte können die Puppen sehr rasch verpilzen. Im Einzelfall läßt sich allerdings schwer entscheiden, ob die Verpilzung als Todesursache mitspielte, — denn sie kann ja ebensogut nur die sichtbar gewordene Folgeerscheinung des Absterbens — infolge der nachlassenden

Abwehrkraft des Tierkörpers — gewesen sein. In natürlicher Lage ist die Puppenwiege gegen Sporeninfektion und direktes Eindringen von Pilz-Myzel übrigens gut gesichert, so daß die Tiere hierin nur sehr selten verschimmelt aufgefunden werden.

Das Vollinsekt

A. Schlüpfen und Flugzeit

Das Schlüpfen und Ausbohren der *Viridis*-Käfer setzte unter den Verhältnissen meines Beobachtungsgebietes (Randmoräne bei Grafrath mit 650 m Meereshöhe) frühestens Mitte April ein, spätestens Mitte Mai. Der Zeitpunkt hängt einerseits von den zuvor herrschenden Witterungsbedingungen ab, die die Puppenentwicklung hemmen oder beschleunigen können, andererseits wird Ausbohren und Ausflug selbst durch die jeweiligen Rindentemperaturen bedingt, die eine Folge der Sonneneinstrahlung sind.

Die Käfer werden bei + 14 bis 16° C Lufttemperatur aktiv, was auch die Thermostatenzuchten ergaben. Unterhalb dieser Temperaturzone sind ihre Bewegungen gehemmt. (Diese Zone: zwischen 12° bis 17° C fand bereits für Ei-, Larven- und Puppenentwicklung als unterer Schwellenwert Bedeutung und scheint für das gesamte Leben von *A. viridis* L. entscheidend zu sein.) Selbst bei kaltem Frühlingswetter mit Tageshöchsttemperaturen um 5° bis 10° C kann die Rinde einer Altbuche auf der Südwestflanke durch Einstrahlung auf 20° bis 25° C erwärmt werden. So erklärt es sich auch, daß schon am 14. April (1951) bei Lufttemperaturen bis zu 12° C (Rinde bis zu + 26° C) Imagines frei an Altbuchenstämmen umherkriechend gesehen wurden. Die letzten Käfer im Jahre fand ich Anfang Oktober bei Lufttemperaturen unterhalb + 14° C (Rinde bis zu + 27° C!).

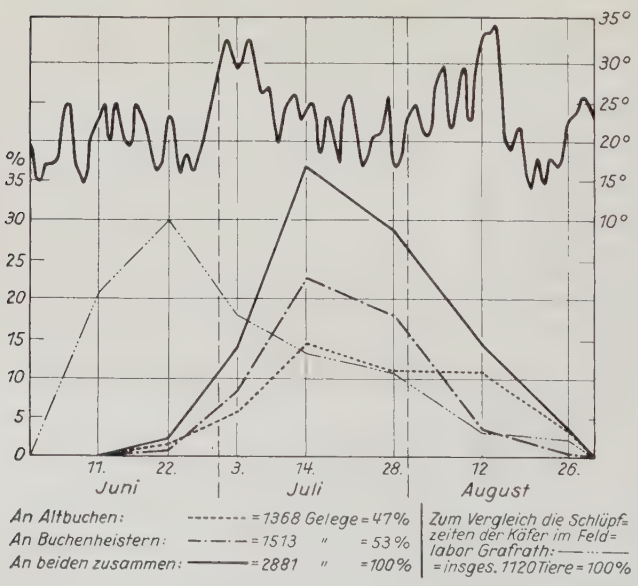


Abb. 20. Zeitliche Eiablage von ***A. viridis*** L. 1952 an den Versuchspflanzen in Grafrath (26 Altbuchen und 300 Buchenheisterpflanzen — dazu die entsprechenden Tagestemperatur-Maxima (in ° C)

Für Schweden gibt PALM (1950) als Flugzeit des *A. Viridis* L. Juni bis August an. Von VASILEV (1928) wird für *A. communis* Obenb. als Flugzeit in der Ukraine Anfang Juni bis Mitte Juli genannt und von KAMP (1952) für das Gebiet der Schwäbischen Alb (mit Höhenlagen von 500—700 m ü. d. M.) Mitte Mai bis September.

Soweit das Schlüpfen der Käfer von *Viridis* und seiner Parasiten von der Lufttemperatur abhängt, zeigen die Daten des Diagramms (Abb. 20) diese Beziehung auf. Hiernach erfolgte es in der Hauptsache

bei + 15° bis + 17° C. (Es handelte sich um Tiere, die während des Sommers 1952 in einem großen käferdichten Raum — dessen Temperaturen laufend überwacht wurden — aus ca. 80 cbm. von *Viridis* befallenem Prügelholz schlüpften und an den Fenstern abgefangen wurden. Die Tiere verhielten sich dort stets positiv phototrop!).

Das Resultat dieser Freilandlaborzucht läßt — mit Rücksicht auf die Einstrahlungsverhältnisse — nur einen Vergleich mit den in der Natur an n ö r d lichen Stammflanken erzielten Ergebnissen zu. Da jedoch die Hauptmasse der Käfer im Freien ihre Entwicklung an der Sonnenseite der Stämme durchläuft, ist mit ihrem zeitlichen Erscheinen im Frühjahr schon bei Eintritt von Lufttemperatur um + 5° C zu rechnen, die bei voller Sonne zu Rindentemperaturen von 15° bis 20° C führen können.

Im Hinblick auf die zeitliche Verteilung der Haupteiablage (Max. 1952 = Mitte Juli, vgl. Abb. 20) ist anzunehmen, daß ab Mitte August legefähige Käfer im Freien kaum noch auftreten.

B. Zahlenverhältnis der Geschlechter

Es kommt im „Sexualindex" zum Ausdruck, der den Weibchenanteil (w) einer Population (w + m) darstellt. 1951 betrug er bei 800 aus Heistern gezogenen Käfern: 0.38. 1952 ergab die Untersuchung von insgesamt 1600 Käfern einen Weibchenanteil von 0.43. Im Mittel der beiden Werte ergibt sich folglich für *A. viridis* ein Sexualindex von rund 0.4.

Die äußere Unterscheidung der Geschlechter bei den Imagines ist nicht immer ganz sicher möglich. Die weiblichen Tiere sind zwar schon durch ihre relative Größe und — besonders im legereifen Zustande — durch das breitere Abdomen gekennzeichnet. Dieses ist dann in seiner Mitte breiter als die Flügeldecken und so auch von oben an den Seiten sichtbar. Haben die Tiere jedoch ihre Eier abgelegt, dann ist ihr Hinterleib eingefallen und erscheint dann fast ebenso schmal wie bei den Männchen, wo er immer schlank und niemals von oben zu sehen ist. Die männlichen Tiere zeigen auch im ganzen einen schlankeren Habitus und sind im übrigen durchschnittlich einen Millimeter kürzer als die Weibchen (vgl. Abb. 7). Auch ihre Fühler besitzen feinere Glieder mit etwas längeren Seitenfortsätzen („Sägezähne" = den Trägern der Sinnesorgane) und erreichen bis zu 1½ der Kopfeslänge, beim Weibchen dagegen meist nur ¾ bis $^1/_1$ maximal. Die Form der Deckflügelenden kann ebenfalls einen Anhaltspunkt bieten: Beim Weibchen sind diese meist weiter nach außen gekrümmt und haben dadurch voneinander entferntere Endspitzen als die Flügel der Männchen. Eine nach RATZEBURG (1837) angeblich wesentlich unterschiedliche Behaarung der Sternite konnte am vorliegenden Material nicht bemerkt werden. In vielen Fällen diente der vorgestreckte männliche Kopulationsapparat (Aedeagus) als Merkmal (vgl. auch OBENBERGER, 1927).

Der weibliche Eilegeapparat ist jedoch beim ruhenden oder beim toten Tier außen nicht sichtbar. Nur an mit Aether abgetöteten Käfern treten diese Organe oft hervor.

Nach allen äußeren Kennzeichen konnten bei den Untersuchungen etwa 94% der Vollkerfe einwandfrei nach ihrem Geschlecht getrennt werden. Die restlichen — äußerlich unbestimmbaren — 6% wurden nicht mit einberechnet. Danach könnte sich ein Fehler von ± 2.8 ergeben, das heißt im Sexual-Index: 0.405 ± 0.028 (für den Weibchenanteil), woraus die Grenzwerte: 0.377 und 0.433 resultieren würden.

C. Geschlechtliche Reifung der Käfer

Die Zeitspanne vom Schlüpfen des Käfers bis zur Eiablage umfaßt — nach in Freilandkäfigen gehaltenen Tieren bei einer mittleren (errechneten) Lufttemperatur von + 20° C (Min. = + 12° C, Max. = + 33° C) — 11 bis 18 Tage, im Mittel etwa 14 Tage.

Im Frühjahr 1952 traten am 14. April bei einer mittleren Lufttemperatur von + 14° C (Min. = + 8° C, Max. = + 21° C) die ersten Käfer auf. Die ersten frischen Eiablagen wurden am 25. Mai gefunden. In diesem niederen Temperaturbereich von + 6° bis 17° C im Tagesmittel (errechneter Mittelwert: + 12.3 C) (Min. = — 1° C, Max. = + 24° C) umfaßte die Spanne vom Schlüpfen bis zur Eiablage also rund 40 Tage.

Während dieser Zeit führen die Käfer einen „Reifungsfraß" an schon voll entwickelten Buchenblättern aus. Noch nicht ganz entfaltete weiche Blätter werden hierbei nicht angenommen, wie durch Versuch und Freilandbeobachtung festgestellt werden konnte. — Im Zusammenhang mit dem Reifungsfraß der Käfer (vgl. Abb. 1) an Buchenblättern ist deren zeitliches Erscheinen von Interesse. So war 1952 das erste Käferauftreten am 14. April, der Buchenknospenaustrieb (mit etwa 5% entfalteten Blättern) seit 28. April im Grafrather Beobachtungsgebiet festgestellt worden. Die Hauptmasse der Buchenknospen entfaltete sich zwischen dem 6. und 10. Mai (80—95%), die Hauptmasse der Käfer erschien erst Anfang bis Mitte Juni, — womit dann auch erst der hauptsächliche Reifungsfraß einsetzte. Zusammenfassend kann zur Phänologie vielleicht allgemein für *Agrilus viridis* L. gesagt werden, daß die Käfer im Freien im wesentlichen frühestens drei Wochen nach Ende des Austreibens der Buchenknospen erscheinen.

Die Käfer beginnen mit dem Fraß bei + 17° bis + 19° C. Über + 25° C werden sie unruhig und beginnen dann mit dem Aufsuchen der Geschlechtspartner, der Kopula bzw. der Eiablage oder fliegen umher. (Näheres unter „Verhalten der Käfer".)

Obschon der Blattfraß an Buche charakteristisch ist, kann er als Erkennungsmerkmal kaum benutzt werden, da selbst in starken Befallsgebieten viele andere Insekten am Buchenblattfraß mitbeteiligt sind. „Reine Fraßbilder" wurden daher nur selten gefunden. In Käferzuchten ergab sich ein ausgesprochener Skelettierfraß. Im ganzen ist er im Freiland so geringfügig, daß ihm praktische Bedeutung nicht zukommt.

D. Begattung

Die erste beobachtete Kopula fand im Freilandkäfig (bei + 22° C) vier Tage nach dem Schlüpfen statt. Normalerweise dauert sie 20 bis 40 Minuten. Zuweilen kommt es zu kurzfristigen Kopulationen von wenigen Sekunden Dauer, wie vor allem im Zwinger unter höheren Temperaturen häufig beobachtet wurde. Ob diese zur Samenabgabe an das Weibchen ausreichen, ist zweifelhaft. Wie es sich damit unter Freilandbedingungen verhält, ließ sich nicht fetsstellen. Die vollkommene normale Kopula kam (bei über 200 Paaren) stets je nur einmal vor und wurde nicht wiederholt.

E. Eiablage

Wie bereits KAMP (1952) feststellte und wie dies von mir oft beobachtet wurde, vollzieht sich die Eiablage folgenderweise: Das Weibchen setzt innerhalb von wenigen Sekunden die länglichen Eier (durchschnittlich 6 bis 7 Stück) auf die Rindenunterlage ab. Sie kommen dabei in dachziegelartige

Anordnung zu liegen, wie anfangs beschrieben wurde (vgl. Abb. 16 a, b, 17). Sofort danach überstreicht das Weibchen in rhythmischen Vor- und Rückbewegungen das ganze Gelege mit seinem Kittdrüsensekret, das in kurzer Zeit erhärtet und so einen hermetischen Abschluß der Eier gegen die Außenwelt gewährleistet.

In Ergänzung zu diesen Beobachtungen sei hier noch auf die besondere Funktion des Borstensaumes am vorletzten Segment des Eilegeapparates hingewiesen (Abb. 21). Damit verstreicht das Tier — wie mit einem flachen Pinsel — die Sekretmasse gleichmäßig über die Eier, wodurch eine lückenlose Verteilung und vollkommene Abdichtung erzielt wird. Es wurde bereits erläutert, daß der sichere Schutz der Eier durch diese Sekretschale gegen Verdunstung und Strahlung eine unbedingte Notwendigkeit für die Erhaltung und Weiterentwicklung der Embryonen darstellt. Ohne diesen „Schmierpinsel" wäre die Schaffung einer solch gleichmäßigdichten Schutzhülle durch den Käfer schwer vorstellbar.

Abb. 21. Letztes Tergit der Eilegeröhre (Innenansicht) mit Rectum. Das Tergit fungiert als „Schmierpinsel" bei der Eiablage

Im Durchschnitt von 750 Eigelegen betrug die Zahl der Eier pro Gelege = 6.41. Der Höchstwert lag bei = 17, der niedrigste bei = 1. Kamp (1952) — als einziger Autor — nennt 10 Eier als Durchschnitt je Gelege (Max. = 20, Min. = 3).

Die Höchstzahl der von einem Weibchen insgesamt abgelegten Eier belief sich in der Gefangenschaft auf = 16 (auf zwei Gelege verteilt). Von 180 im Freilandkäfigen gehaltenen Weibchen wurden 230 Gelege mit 1440 Eiern abgesetzt, im Durchschnitt somit = 8 Eier je Weibchen.

Wie oft ein Käfer in der freien Natur Eier ablegt, ließ sich nicht ermitteln. Vermutlich dürften die größten unter ihnen drei Gelege — also etwa = 20 Eier im Mittel — erzeugen und absetzen können. Untersuchungen der Eierstöcke von Käfern nach der Eiablage ergaben stets vollständige Erschöpfung des Vorrats an legereifen Eiern. Ein Weibchen besitzt durchschnittlich 12 (2 mal 6) Ovariolen, die allerdings nicht alle zur gleichen Zeit reife Eier beherbergen. (Übrigens konnten in der Bursa copulatrix nie Reste einer Spermatophore gefunden werden.)

Warme Witterung begünstigt die Eiablage. Ob sie auch die Gesamtzahl je Weibchen erzeugter Eier erhöht, war bei der kurzen Lebensdauer der Käfer nicht feststellbar. Bei langanhaltend schlechter Witterung dagegen können die Tiere verhältnismäßig lange am Leben bleiben — allerdings inaktiv (in Hygrothermostatenzuchten bei + 15° C bis zu 6 Wochen). Sinken die Temperaturen auf 8° C und darunter und damit die maximalmöglichen Rindentemperaturen der Buche auf entsprechend + 22° bis + 18° C und weniger, so wird die Eiablage eingestellt. Normalerweise

aber dürfte jedes Weibchen im Freien Gelegenheit zu mindestens einer Eiablage finden.

Die jahreszeitliche Verteilung der Eiablage

Die Haupteiablagezeit liegt — von Ausnahmen abgesehen — im Juli. Sie beginnt Mitte Juni und endet im August. Wie schon erwähnt, spielt dabei die Witterung des ganzen Frühjahrs mit ihrer Auswirkung auf Puppen- und Imaginalreifung eine wesentliche Rolle. Bei legebereiten Weibchen wird die Eiablage schon bei Temperaturen um + 18° C ausgelöst, — jedoch ist sonniges Wetter Bedingung.

Die Eiablage wurde 1951 vom 15. Juni bis 7. Oktober an 30 Altbuchen regelmäßig überwacht. Sie verteilte sich wie folgt:

Juni—Juli = rund 1200 Gelege = ca. 20% der Gesamtmasse,
August = rund 4000 Gelege = ca. 60% der Gesamtmasse,
Sept.-Okt. = rund 1200 Gelege = ca. 20% der Gesamtmasse.
(Insgesamt = 6378 Eigelege in 110 Tagen.)

1952 währte die Eiablage im Freien vom 25. Mai bis 3. September. Ihr zeitlicher Verlauf ist im Kurvenbild (Abb. 20) für das Beobachtungsgebiet Grafrath wiedergegeben.

Der Unterschied der Ablage an Altbuchen und Heistern ist dabei auffallend. Sehr wahrscheinlich dürfte darin eine Abhängigkeit des Verhaltens der Käfer zu den unterschiedlichen Rindentemperaturen zum Ausdruck kommen. Damit wäre es erklärlich und verständlich, daß zur Zeit der für die Käfereier überoptimalen Rindentemperaturen an Altbuchen im Juli (Max. + 47° C) die im Vergleich allgemein weniger erhitzte Rinde der Heister (Maximum = + 43° C) zur Eiablage bevorzugt würde. Im August dagegen sinken die Rindentemperaturen bereits so stark (Max. an Altbuchen = + 32° C, an Heistern = + 28° C), daß dann nur noch an Altbuchen optimale Eientwicklungs-Temperaturen gegeben sind und daher auch hauptsächlich nur noch hier Eier abgelegt werden.

Das Aufsuchen bruttauglicher Pflanzen

Die Eiablage erfolgt fast ausschließlich an — oft äußerlich schon sichtbar — geschädigten Pflanzenteilen. Durch einfache Versuche läßt sich das nachweisen:

1. Ein Altbuchenstamm wurde mehrfach in verschiedener Höhe bis auf den Splint geringelt, jeweils durch Entfernung eines Rindenstreifens von 3—4 cm Breite. Schon zwei Tage nach dieser Operation belegten die Agrilen zunächst nur diese Schnittränder, später — nach etwa drei Wochen — dann auch die Mittelpartien zwischen den entrindeten Teilen.

2. Einen noch feineren Spürsinn bekundeten die Käfer im Auffinden einfacher Rindeneinstiche (mittels eines Pfriems) oder kurzer Messereinschnitte. Auch dort belegten sie zunächst nur die Ränder dieser Stellen mit ihren Eiern.

3. Ebenso ging es an geringelten Buchenstangen vor sich. Hier wurden durch die Ringelung künstlich Bedingungen geschaffen, wie sie durch natürlichen Mäusefraß zustande kommen können. In Nachbarschaft gesunder Buchenstangen wurden in diesen Fällen übrigens nur die geringelten befallen.

Aus diesem Verhalten bei der Eiablage geht eindeutig die „Sekundär-Schädlings"-Natur von *Agrilus viridis* L. hervor, auf die auch von vielen anderen Autoren bereits hingewiesen wurde. Übrigens ändert das nichts an dem Umstand, daß *Viridis* den „sehr schädlichen Forstinsekten" (nach RATZEBURG) zugerechnet werden muß. Der Begriff „Sekundär-Schädling" sagt bekanntlich nichts über die wirtschaftliche Bedeutung eines Schadinsektes aus, sondern ist in dessen brutphysiologischem Verhalten begründet.

Es scheint, daß die Käfer beim Anfliegen der Bäume dessen Bruttauglichkeit auf größere Entfernung nicht wahrzunehmen vermögen. So beobachtete ich wiederholt Weibchen auf ihrer vergeblichen Suche nach geeigneten Eiablagestellen. Sie tasteten dabei mit den Fühlern trillernd die ganze Südflanke eines Buchenstammes mehrere Meter hoch ab — und das häufig ergebnislos, da sie nach kürzerer oder längerer Zeit den Stamm verließen, um einen anderen anzufliegen und hier das Suchen von neuem zu wiederholen.

Auch die Beobachtungen von BROOKS (1919) an *Chrysobothrys mali* zeigen, daß die Käfer nicht in der Lage sind, bruttaugliches oder -untaugliches Material vor dem Anfluge auseinanderzuhalten. Die Geruchsorientierung dieser Buprestiden setzt z. B. gegenüber Schutzleimflächen sogar erst bei fast direkter Berührung ein. Auch sie suchen die Gegend regelrecht nach geeigneten Pflanzen (in diesem Falle nach Apfelbäumen) ab. Selbst wenn die Agrilen einen zur Eiablage geeigneten Rindenteil aufgespürt haben (der bruttauglich ist), tasten sie noch minutenlang (bis zu 35 Minuten) kreuz und quer, in engeren und weiteren Kreisen um die anfangs gefundene Stelle herum, ehe sie mit der Ablage beginnen. (Daß ein Baum, oder die betreffende Rindenpartie, sich danach oft genug — infolge einsetzender Regenperioden — wieder erholen und an der Eiablagestelle wieder gesunden kann, führt dann zur Vernichtung der inzwischen eingebohrten Larven.)

Welches die chemischen Reizstoffe sind, die das Käferweibchen das zur Bebrütung geeignete Substrat finden lassen, ist nicht geklärt. Vermutlich handelt es sich dabei um Duftstoffe, die nur bei Stockung des Saftstromes der Nährpflanze bzw. bei direkter Verletzung der Rinde entströmen. Das intensive Trillern des Weibchens dürfte damit zusammenhängen.

Orte der Eiablage

Wie schon erwähnt, bevorzugen die eierlegenden Weibchen die wärmeren Südlagen der Stämme deutlich. Das Verhalten der Käfer scheint allein von der Sonneneinstrahlung und den entsprechenden Rindentemperaturen bestimmt zu werden. An sich bruttaugliche Stellen in nördlichen Rindenlagen wurden bei normaler Witterung von den Tieren nicht angegriffen, — ausnahmsweise nur bei anomal hohen Lufttemperaturen (Juli-August 1952!).

Der Verlauf des Befalls eines Brutbaumes im einzelnen entspricht gewöhnlich dem der vorangegangenen primären Rindenschädigung durch Sonneneinstrahlung. Im Hinblick auf den Wassergehalt der peripheren Stammteile leistet diese für den Käfer günstige Vorarbeit. So finden wir die Eihäufchen am Stamm oder im Kronenbereich stets zuerst da, wo die Strahlung schon schädlich eingewirkt hat. Das setzt zunächst dort ein, wo die Rinde entweder infolge Störung des normalen Wasserhaushalts im Boden oder durch plötzliche Freistellung auf künstlichem oder natürlichem Wege (Sturm) die übermäßige Strahlungswärme nicht mehr ausreichend neutralisieren kann. Im ersten Fall ist es der verminderte Wassergehalt der Rinde, der nun keine rasche Wärmeableitung mehr ermöglicht — wie KOLJO (1950) gezeigt hat —, im zweiten Falle die den neuen Verhältnissen — mit

so intensiver Besonnung — gegenüber zu geringe Widerstandsfähigkeit der Rinde.

Ein freistehend aufgewachsener Baum, der sich selbst ganz beschattet, wird deshalb nur relativ wenig primär durch Trockenheit und sekundär durch *Agrilus* geschädigt. Das ist höchstens in solchen Kronenästen der Fall, die unzureichend beschattet waren und infolge ihrer — nach GÄUMANN (1925) — ungünstigeren Wasserversorgung Verbrennungsschäden an der südlich exponierten Seite erleiden. Dies ist die Vorbereitung des Kronenbefalls durch *Agrilus viridis* L., der ja normalerweise stets an einzelnen Ästen zusagende Brutbedingungen findet und so „von Haus aus" einen typischen Kronenraumbewohner von Altbuchen darstellt, — ohne dabei wesentlich schädlich zu sein. In den letzten Trockenjahren allerdings wurden auf diese Weise selbst geschlossene Altbuchenbestände im Kronenraum stark angegriffen, — ohne daß ein Lichtungshieb oder sonst eine mechanische Beschädigung vorausgegangen wäre.

Schon schwerwiegender sind die Krankheitssymptome (über den Begriff der Krankheit in diesem Sinne: vgl. SCHIMITSCHEK 1951) an den plötzlich freigestellten oder infolge Trockenheit oft großflächig durch Einstrahlung in der Rinde geschädigten Bäumen: Am Stamm wird zumeist erst der Wurzelanlauf geschädigt (auf Grund des steileren Strahleneinfallswinkels und der dadurch intensiveren Erhitzung). Von dort nimmt der Rindenbrand und im Gefolge der Käferbefall seinen Anfang und wandert dann langsam stammaufwärts. In solchen Fällen verläuft gleichzeitig ein Vordringen des Käferbefalls von der Krone aus stammabwärts (ähnlich auch KAMP, 1952).

Bei Heisterpflanzen, die ihrem natürlichen Standort entnommen und damit ihres natürlichen Anpassungsschutzes beraubt wurden, wirken sich beide Faktoren: Plötzliche Freistellung und Trockenheit, besonders verheerend aus, weil sie an sich noch nicht über eine so große Abwehrkraft wie eine Altbuche verfügen. Das ist vor allem dann so, wenn eine Bewurzelung noch nicht wieder ausreichend gebildet worden ist. Sie wurden im allgemeinen in ihrer ganzen Länge gleich stark befallen, weniger allerdings in den äußersten Spitzenzweigen. Besonders günstige Angriffspunkte stellen wohl die Astgabeln dar — und zwar vorzugsweise an der Seite des jeweils trockeneren Astes. Kleine buschige, sich selbst beschattende Heisterpflanzen unter ein Meter Höhe wurden in der Regel nicht befallen.

Abschließend sei auf einige noch nicht zuverlässig deutbare Arten der Eiablage hingewiesen, die in beiden Beobachtungsjahren zur Feststellung kamen: Während der heißesten Sommertage, mit Lufttemperaturen über + 30° C fand vielfach völlig anomales Verlegen von Eiern statt. So zeigten die Freilandtiere eigenartigerweise eine Vorliebe für verzinkte Drahtgaze als Eiablageort, aus der die meisten Versuchskäfige hergestellt waren. Dabei bestand für die Tiere durchwegs die Möglichkeit, außerhalb der Zwinger geeignete Rindenpartien am Stamm zu belegen. Aber auch andere Substrate wurden angenommen und alles mögliche, — soweit es nur der Sonne ausgesetzt war — mit Eihäufchen belegt: An den Pflanzen selbst der freigelegte Splint, tote Borke und selbst Blätter, — im übrigen auch Papier, Glas, Kork, totes Holz und anderes. Auch waren an Rinde oft nur kleine weiße Kleckse zu finden (Eikittmasse) — ohne Eier darunter. Das deutet auf eine Überproduktion dieser Substanz unter hohen Temperaturen hin. Vielleicht ist es aber auch nur die Auswirkung einer allgemeinen Überreizung und

Konfusion der Tiere unter diesen bei uns sonst ungewöhnlichen Wärmegraden.

Anomalien traten bei hohen Temperaturen auch bei der Kopula auf, wo die Männchen dann sinnwidrig auch die eigenen Geschlechtsgenossen angingen. Schuld für derartiges Verhalten in der Fortpflanzungsbiologie der Käfer mögen einerseits diese hohen Temperaturen (Maxima bis zu + 36° C!) der Luft während der beiden Untersuchungsjahre gewesen sein. Es ist aber — nach allem, was wir über das anomale Verhalten vieler Schädlinge bei Massenvermehrungen wissen — auch möglich, daß die hohe Bevölkerungsdichte von *Agrilus viridis* L. im Beobachtungsgebiet der Grund dafür war.

F. Verhalten der Käfer

Der Chitinpanzer des Käfers ermöglicht durch seine äußere Feinstruktur (die durch Brechung und Reflexion des einfallenden Lichtes die „optischen Farben" [Metallfarben] verursachen) eine wirksame Abschirmung der Einstrahlung, wodurch eine Übertemperierung des Körpers verhindert werden kann. Dadurch halten die Käfer nicht nur die stärkste Sonnenbestrahlung aus, sondern sie suchen diese geradezu. Sie wählen sich zum Blattfraß, zur Kopula und zur Eiablage stets die sonnigsten Plätze aus (das gilt auch in ähnlichem Maße gerade für ihre tropischen Verwandten).

Der Lufttemperatur gegenüber zeigt die *Viridis*-Imago allerdings die gleiche physiologische Abhängigkeit wie andere wechselarme Tiere. Im folgenden Versuch wurde die Aktivität frischgeschlüpfter bis wenige Tage alter Käfer im Zimmer bei hellem Kunstlicht geprüft.

Es wurden im Feldlabor geschlüpfte Käfer in offenen hohen Glaszylindern bei einer relativen Luftfeuchte von 55 bis 70% gehalten und beobachtet. Eine 100-Watt-Glühbirne mit Reflektor diente (aus einer Entfernung von 1 m) der Beleuchtung. Die Ausgangstemperatur betrug + 8° C. Das ganze Zimmer wurde im Verlaufe von fünf Stunden langsam bis zu + 45° C (in Tischhöhe) aufgeheizt. Die Temperatur erhöhte sich also im Durchschnitt in 8 Minuten um etwa 1° C.

Die Käfer zeigten dabei folgendes Verhalten:

8° C = Ausgangstemperatur. Aufenthalt der Käfer seit mehreren Stunden. Völlige Ruhe.
10° C = Einsetzen von Bewegung überhaupt (einzelne Glieder). Noch keine Fortbewegung.
12° C = Erste schrittweise Fortbewegung, noch sehr gehemmt.
14° C = Nur gelegentlicher Platzwechsel. Benehmen noch durchaus passiv.
16° C = Einzelne Tiere beginnen mit der Raumorientierung. (Eifriges Trillern mit den Fühlern.)
18° C = Einsetzen aktiver Richtungsbewegung. Zügiges Voranschreiten.
20° C = Beginn von Blattfraß. Erste lebhafte und zielsichere Bewegungen.
22° C = Wenige Flugansätze. Vereinzelte Abflüge. Hauptsächlich Blattfraß.
24° C = Zahlreiche Abflüge. Erste Begattungen. Nachlassen des Blattfraßes.
26° C = Rasches Umherlaufen. Zahlreichere Begattungen. Größte Laufaktivität. Beginn von Rastlosigkeit.
28° C = Nur noch wenig Blattfraß. Häufige und zielsichere Abflüge.
30° C = Viele kurzfristige (unvollständige) Begattungen. Größte Flugaktivität.
32° C = Mit noch zielsicherer Orientierung. Häufige Geschlechtsverirrungen der Männchen.

34° C = Kein Blattfraß mehr. Heftige, schreckhafte Reaktionsweise (Zucken).
36° C = Keine vollständigen Begattungen mehr. Ungeordnete, ziellose Bewegungen.
38° C = Hastigkeit, überstürztes Abfliegen. Keine Begattungen mehr. Taumeln.
40° C = Einsetzen der Wärmestarre. Umkehr der Phototaxis. (Die Käfer verkriechen sich unter den Blättern.)
42° C = Krampfartig gehemmte Startversuche. (Zittern mit gespreizten Flügeln.) Eintritt des Hitzetodes.

Ähnliches Verhalten zeigen die Tiere unter den Verhältnissen im Freien. Doch können sich die Käfer auch bei wesentlich niedrigeren Lufttemperaturen schon bewegen, wenn sie nämlich auf besonnter Rinde sitzen, deren größere Wärme sich dann auf sie überträgt. Dagegen waren sie auf stark erhitzter Rinde von + 40° C und mehr immer noch in lebhafter Bewegung anzutreffen, was scheinbar ihrem Verhalten im obigen Versuche widerspricht. Die Erklärung findet sich hier aber nun darin, daß die Luftschicht über der erhitzten Rinde infolge des Thermikstromes dann eben doch wesentlich kühler als diese selbst ist.

Bei hoher relativer Luftfeuchte, wie vor und bei Regenwetter, erscheinen die Käfer oft wie gelähmt, selbst wenn Lufttemperaturen über + 18° C vorliegen. Im Versuch wurden ihre Bewegungen in feuchtigkeitsgesättigter Luft in kurzer Zeit gehemmt und schließlich ganz ungeregelt.

Bei Annäherung eines Körpers lassen sich die Käfer sofort zu Boden fallen, oft aber auch, um aus dem Fall heraus gleich wieder aufzufliegen. Gegenüber räuberischen Feinden kommt ihnen dieser Reflex zugute (vgl. auch PAVLA SCHRANK 1798). Sie sind äußerst scheu und es bedarf in der Tat großer Behutsamkeit, um sie im Freien bei ihrer natürlichen Tätigkeit ungestört zu Gesicht zu bekommen.

G. Flugleistung der Käfer

Mit markierten Tieren (Farbzeichen auf dem Prothorax) wurde versucht, Ortstreue und Flugleistung der Käfer festzustellen. Von den hierzu verwendeten 200 Käfern (in zwei Versuchsreihen) sind am Tage nach dem Aussetzen nur wenige wieder an der gleichen Stelle aufgefunden worden. In der weiteren Umgebung des Ortes wurden keine dieser Tiere mehr angetroffen. Bei der hier nur geringen Zahl von Versuchstieren und bei ihrer geringen Größe mit so schwieriger Kontrollierbarkeit läßt das negative Ergebnis jedoch noch keinen sicheren Schluß zu.

Bessere Anhaltspunkte für die mögliche Flugweite boten Befall oder Nichtbefall isoliert stehender Altbuchen inmitten eines Schadgebietes, die vor Beginn der Flugzeit (auch in ihrem Kronenraum) eingehend überprüft worden waren. An ihnen ließ sich mit Sicherheit in insgesamt acht Einzelfällen eine Flugweite der Käfer bis zu 150 m nachweisen. Größere Flugstrecken werden innerhalb einer Generation wahrscheinlich nicht zurückgelegt. Hiernach zu urteilen können die Käfer größere Flugstrecken im allgemeinen nur in Etappen zurücklegen. Transport durch Luftbewegung kommt kaum in Frage, da die Tiere schon auf leichte Luftströmungen sehr empfindlich reagieren und sich dann sofort festsetzen.

Eine gewisse Stammtreue der Käfer besteht jedenfalls (vgl. auch BARTER & BROWN [1950]: *Agrilus anxius* Gory an Betula). Dafür spricht

das gelegentliche Freibleiben offensichtlich bruttauglicher Buchen von *Viridis*-Befall in nächster Nachbarschaft bereits überbelegter Bäume.

Eine Masseneinwanderung („Invasion") in käferfreie Bestände dürfte daher bei *Agrilus viridis* L. kaum in Frage kommen. Eventuell eine Verschleppung mit (in) befallenem Holz wäre möglich.

H. Lebensdauer der Käfer

In Freilandkäfigen blieben die Tiere bei warmer Witterung (Durchschnittstemperatur = 20° C, Maximum = + 34° C) im Höchstfalle 30 Tage am Leben, in Laborzuchten unter 15°—17° C bis zu 40 Tagen, unter 20°—23° bis zu 20 Tagen und unter 24°—28° Dauertemperatur bis zu 8 Tagen.

Das jahreszeitlich späteste Vorkommen von Flugtieren wurde im Oktober festgestellt. Ihre Überwinterung ist unwahrscheinlich. Nach Oktober konnten niemals mehr lebende Käfer im Freien (Bodenstreu, Moos, Rindenritzen, Fraßgängen oder in Puppenwiegen) gefunden werden.

Gesamtentwicklung

Am Beispiel eines Entwicklungsganges, der sich ungefähr dem Durchschnitt bei einjähriger Entwicklungszeit (also unter günstigsten Wärme- und Nährstoffverhältnissen) anfügt, sei die Gesamtentwicklung umrissen:

Tabelle 1. Entwicklung in Heistern 1952—53.

Datum	Entwicklungszustand (im Gesamtzyklus)	Temperatursumme (Tage/Grade C) — 15
1. Juli	Eiablage. — Eireifung (Embryonal-Entwicklung)	0
10. „	Schlüpfen der Eilarve	83
1. August	Länge der Larve = 8 mm Länge des Fraßganges = 100 mm	208
15. „	Länge der Larve = 11 mm Länge des Fraßganges = 160 mm	250
1. Sept.	Länge der Larve = 14 mm Länge des Fraßganges = 200 mm	282
15. „	Larvenstadium = 15 mm (Puppenwiegenanlage), Übergang zum ersten kontrahierenden Stadium. Länge des Fraßganges = 210 mm	312
1. Okt.	Larve in der fertigen Puppenwiege, weiter kontrahiert, Übergang zum „Vorpuppen"-Stadium, Länge = 13 mm. Endgültige Länge des Fraßganges = 210 mm	316
1. Nov. bis 1. März	Larve weiter kontrahierend, Länge = 12 mm Entwicklungsruhe, Länge = 10 mm	318 333
1. April	Larve vollständig kontrahiert, = „Vorpuppe", Länge = 9 mm	354
1. Mai	Puppe. Länge = 8 mm	375
1. Juni bis 1. Juli	Schlüpfen der Imago. Länge = 7.5 mm Reifungsfraß der Käfer, Begattung, Eiablage	416 458
1. August	Physiologischer Alterstod der Imago. (20 Larven Nachkommen, mit durchschnittlich 8 Weibchen).	

Die Beziehung zwischen Entwicklung und erhaltener Temperatursumme (Wärmemenge) ist im Diagramm (Abb. 29, 30 in Teil II) mit den errechneten Mittel- und Extremwerten für die gesamte untersuchte *Viridis*-Population von 1952 wiedergegeben.

Der Temperaturfaktor ließ sich bei dieser Darstellung nur in der vorliegenden Weise als Temperatursumme (vgl. Teil II) einsetzen, da den großen Zeitspannen der Entwicklung sinngemäß keine Durchschnittstemperaturen entsprechen können.

Aus dem Verlauf der Mittelwertkurve (Abb. 29 Teil II) ist zu ersehen, daß die Individuen im ersten Drittel ihres Lebens (steiler Kurvenanstieg!) — also vom Ei bis etwa zum 10-mm-Larvenstadium — die höchsten Wärmeanforderungen stellen. Dazu muß gesagt werden, daß Individuen in nördlicher Stammrindenlage ihre Entwicklung aus Mangel an Wärme 1952—53 größtenteils nicht durchmachen konnten und meistens frühzeitig starben. Die für die Zeit beispielsweise vom 2. Juli 1952 bis 30. März 1953 in Nordlage erzielte Temperatursumme von = 262 TG (Tage/Grade C —15) entsprachen = 437 TG in der günstigsten Südlage am Buchenstamm. Gemessen an der Mittelwertkurve — nach der *Viridis* bis zur „Vorpuppe" im Durchschnitt rund 333 TG beansprucht — reichten hier also die Schattentemperaturen (262 TG) nicht aus, um einen einjährigen Generationszyklus des Käfers zu ermöglichen. Die Temperaturen der Sonnenseite dagegen (mit 437 TG) lagen in der gleichen Zeit also bereits weit über dem benötigten Mittelwert von 333 TG (vgl. dazu auch Diagramm Abb. 30).

Demnach läßt sich annehmen, daß die maximalen Rindentemperatursummen auf der Südseite von Buchenstämmen an sich auch in witterungsmäßig normalen Jahren für die einjährige *Viridis*-Entwicklung ausreichend sein dürften.

Die Körperlängen der einzelnen Entwicklungsstufen (Eilarve—Imago) zeigt das Diagramm (Abb. 7). Diese Werte geben den Durchschnitt der an Altbuchen und Heistern gemessenen Tiere wieder. In der dickeren Altholzrinde fanden sich im allgemeinen die größeren Exemplare, auch die Fraßgänge waren hier länger.

Die Maße der Eilarve verhalten sich zu denen des letzten noch aktiven Larvenstadiums (das ist die Larvenendstufe, die gerade die Anlage der Puppenwiege vollendet hat) — nach durchschnittlichen Maximalwerten — annähernd wie folgt:

Tabelle 2. Maximale Körpermaße des ersten Ei- und des letzten (aktiven) Larvenstadiums von *Agrilus viridis* L. *(ab. fagi* Ratz.)

Gemessene Werte des Larvenkörpers von:	Ei-Larve (Larve 1)	Larven-Endstadium	Verhältnis der Werte: Ei-Larve / L.-Endstadium
Länge	2,00 mm	20,0 mm	1 zu 10
Breite	0,40 mm	2,2 mm	1 zu 5,5
Höhe	0,18 mm	0,8 mm	1 zu 4,4
Danach berechnete Werte:			
Oberfläche	2,32 mm^2	120 mm^2	1 zu 52
Volumen	0,14 mm^3	35 mm^3	1 zu 244
Gewichtswerte:			
Frischgewicht	0,10 mg	23,0 mg	1 zu 230
Trockengewicht (Lufttrocken bei 75% rel. L. F. / 20° C.)	0,07 mg	7,5 mg	1 zu 107

Diese maximalen Längen-, Breiten- und Höhenmaße wurden an mehreren hundert Larven ermittelt. Die Gewichtswerte ergaben sich aus der Wägung von je 100 Eilarven und je 50 Altlarven.

Nach den Werten für die Altersstufung in der Zeit vom Herbst 1952 bis zum Frühjahr 1953 und Untersuchungsergebnissen, die in den Zwischenzeiten resultierten, wurden die Diagramme (Abb. 17 a, b) konstruiert. Sie geben annähernd die Anteile der einzelnen *Viridis*-Stadien innerhalb der gesamten untersuchten Population im Jahresablauf 1952—53 wieder und berücksichtigen gleichzeitig den Rückgang dieser Population infolge der Sterblichkeit innerhalb der Gruppen. Daraus ist zunächst zu ersehen, daß die *Agrilus*-Population von 1952 in den Versuchspflanzen zu mindestens 90% einjährig war.

Nach Kamp (1952) befanden sich unter den „Einjährigen" bereits im Herbst des ersten Jahres a l l e Tiere in Puppenwiegen und 96% von ihnen im „Vorpuppen"-Stadium. Dagegen waren nach meinen Ergebnissen an Heistern erst Anfang April des Folgejahres (1953) von 60% aller Larven Puppenwiegen angelegt und in diesen rund die Hälfte aller Insassen als „Vorpuppen" vertreten. In Altbuchen waren diese Zahlen etwas höher. Hier fanden sich Anfang April 1953 schon 80% Puppenwiegen und im ganzen 60% „Vorpuppen". Da Kamp nur liegende Fangbäume untersuchte, ist der Unterschied vielleicht in verschiedenen Entwicklungsbedingungen an stehenden und liegenden Bäumen zu suchen. Das völlige Fehlen des Saftstromes in letzteren scheint sich entwicklungsbeschleunigend auszuwirken.

Die Larven aus Eiern, die erst im Spätsommer abgelegt werden, entwickeln sich hauptsächlich erst im nächstfolgenden Jahr. Es ist möglich, daß dann noch die Puppenreifung einsetzt und der Käfer im August—September des zweiten Kalenderjahres schlüpft. Normalerweise schließen diese Spätlinge die Entwicklung — vor allem in kalten Sommern — jedoch nicht mehr ab. Sie müssen als „Vorpuppe" den zweiten Winter überliegen und können erst im dritten Jahr zum Vollinsekt ausreifen.

Auch in für *Viridis* ungünstigen Lagen ist in abwehrunfähig gewordenen Bäumen der Anteil der „Zweijährigen" aus mikroklimatischen Gründen verhältnismäßig größer. Infolge der hohen Mortalität spielt er hier jedoch später kaum mehr eine Rolle. Unter den Tieren meiner Versuchspflanzen bildeten sie zuletzt (Juli 1953) knapp 2% der Ausgangspopulation*).

(Fortsetzung und Schluß dieser Arbeit im Band 39 Heft 1)

*) Zusammenfassung und Schriftenverzeichnis folgt in Teil II der Arbeit.

Aus dem Institut für angewandte biologische Freilanduntersuchungen, Arnhem, Holland

Die morphologischen Merkmale und die Bionomie der Kiefernspanner-Tachine *Carcelia obesa* Zett. (= *rutilla* B.B.)

Von

H. Klomp

Mit 5 Abbildungen

Inhalt: Einleitung — A. Morphologische Merkmale — a) Die Imago — b) Das Ei — c) Das erste Larvenstadium — d) Das zweite Larvenstadium — e) Das dritte Larvenstadium — f) Das Tönnchen — B. Die Bionomie — a) Die Imago (Ausschlüpfen, Kopulation, Ausreifungsvorgänge beim Weibchen, Nahrungsaufnahme, Lebensdauer) — b) Die Eiablage — c) Die Larve — d) Das Tönnchen — Summary — Literaturverzeichnis.

Einleitung

Die Tachine *Carcelia obesa* Zett. ist schon lange als Parasit des Kiefernspanners *(Bupalus piniarius* L.) bekannt. In den meisten Gebieten Deutschlands tritt die Art zahlenmäßig weit hinter der Tachine *Blondelia (= Lydella) nigripes* Fln. zurück (Escherich 1931, Steiner 1931). Von Ausnahmen dieser Regel berichteten nur Baer (1920—1921) und Friederichs c. s. (1940). Auch aus Schweden meldete Hequist (1948) seltenes Vorkommen. In Zentralholland aber ist die Tachine ein häufiger Schmarotzer des Kiefernspanners.

Nach langjährigen, an unserem Institut durchgeführten Untersuchungen kommt der Tachine große Bedeutung beim Massenwechsel des Kiefernspanners zu. Über die Rolle der Tachine im Gradocön des Spanners sei aber auf eine spätere Mitteilung verwiesen. Hier soll nur über die morphologischen Merkmale der Fliege und ihrer Larven sowie über die Bionomie berichtet werden.

A. Morphologische Merkmale

a) Die Imago

Die wichtigsten Merkmale der Tachine wurden bereits von Baer (1920—1921) beschrieben. Auf eine Beschreibung der Fliege wurde deshalb hier verzichtet und nur der Habitus von *Carcelia* in Abb. 1 wiedergegeben.

Der Geschlechtsdimorphismus ist deutlich. Die ♂♂ sind leicht an ihrer Kopulationszange, die ♀♀ an ihrem ausstülpbaren Legeapparat zu erkennen. Auch an sekundären Geschlechtsmerkmalen sind die Geschlechter leicht zu unterscheiden. Die ♀♀ haben eine breitere Stirn als die ♂♂ und tragen an ihr außerdem vier nach vorne herabgeneigte Orbitalborsten, die dem Männchen fehlen.

b) Das Ei

Das weiße Ei ist von länglich-ovaler Gestalt, besitzt eine flache Unter- und eine gewölbte Oberseite. Seine Ausmaße betragen im Mittel 0.5×0.2 mm. Das Chorion ist dünnhäutig, durchsichtig und mit kleinen Leistchen, die netzartig miteinander verflochten sind, versehen. Irgendwelche Andeutungen von präformierten Bruchstellen waren äußerlich am Chorion nicht festzustellen.

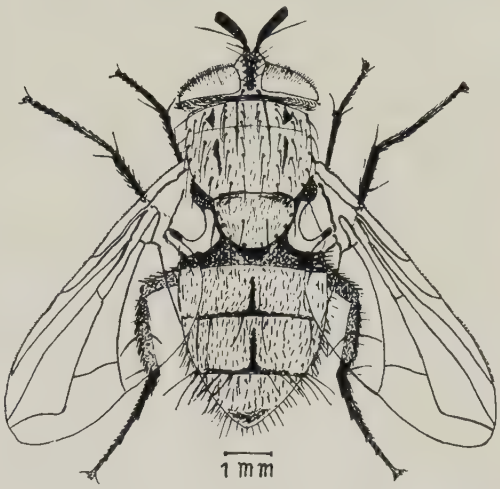


Abb. 1. Die Tachine *Carcelia obesa* Zett. (= *rutilla* B.B.) ♂

c) Das erste Larvenstadium

Die weiße Larve besitzt ellipsoidale Gestalt und hat frischgeschlüpft eine durchschnittliche Länge von 0.5—0.7 mm und eine durchschnittliche Breite von 0.15—0.25 mm. Im erwachsenen Zustand mißt dieses Larvenstadium im Mittel 2.5×0.5 mm.

Auf eine ausführlichere Beschreibung der Larven sei hier ebenfalls verzichtet, da sie sich vollkommen in das Nielsensche Schema einfügen (Nielsen 1913, Prell 1915).

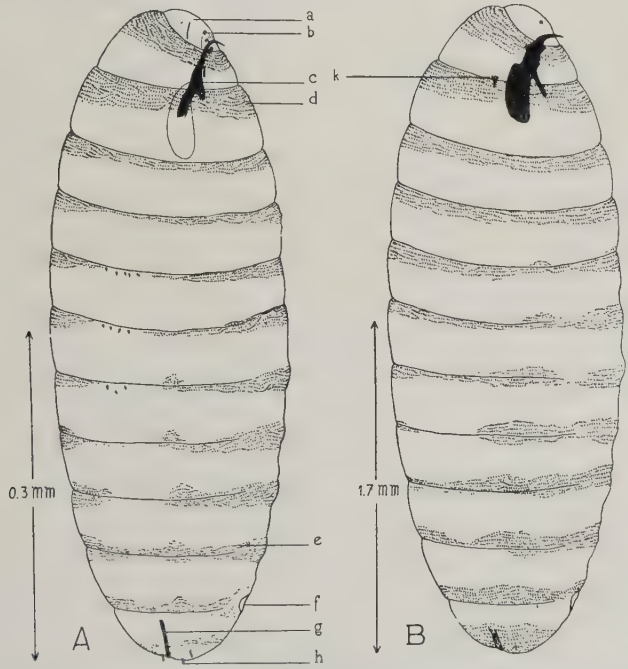


Abb. 2. Die Larve von *Carcelia obesa* Zett. A erstes und B zweites Stadium. a) Pseudocephalon, b) „Fühler", c) Cephalopharyngealskelett, d) Vorderrandsdörnchen, e) Hinterrandsdörnchen, f) Afteröffnung, g) Stigmenkammer, h) Sensillen, k) Vorderstigma

Die Chitinhaut ist glatt und weist keine besonderen Skulpturen auf. Sämtliche Segmente sind mit feinen Dörnchen versehen, die artspezifisch in ringartigen Zonen angeordnet sind. Als Artmerkmal im ersten Stadium sind besonders die kräftigen Dornen der pleuralen Region von Segment 5—7 (oder 8) charakteristisch (Abb. 2 A).

Das Cephalopharyngealskelett besteht aus einem schlanken, unpaaren Medianzahn, der sich nach hinten in dem paarigen

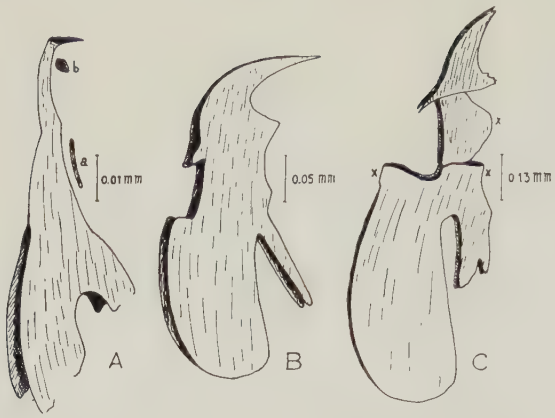


Abb. 3. Mundapparate der Larve von *Carcelia obesa* Zett. A erstes Stadium mit unpaare Spitze, unpaare Hypopharyngealsklerit (a) und paarige Stomalsklerit (b). B zweites Stadium, aus paarige Platte bestehend. C drittes Stadium, aus drei paarigen gelenkig verbundenen Teilen bestehend. Bei x sind linke und rechte Platte miteinander verbunden

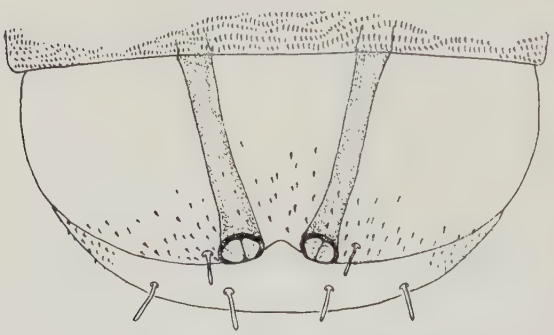


Abb. 4. Das letzte Abdominalsegment einer *Carcelia obesa*-Junglarve mit Hinterstigmen und Sensillen

Schlundapparat fortsetzt (Abb. 3 A).

Die Larve ist metapneustisch. Die Stigmen befinden sich auf der dorsalen Seite des letzten Abdominalsegmentes; die Spirakula sind eiförmig und besitzen einen verdickten Rand. An die Spirakula schließt sich ein relativ langer Vorhof an, der endwärts in einen Tracheenstamm übergeht (Abb. 4, 5 A).

Von den Sinnesorganen des Pseudocephalons sind antennale Organe („Fühler") besonders auffällig. Sie sind rund und zapfenförmig. Von weiteren Sinnesorganen finden sich auf der dorsalen Seite des letzten Segmentes drei paarige, stabförmige und leicht zerbrechliche Sensillen (Abb. 4).

d) Das zweite Larvenstadium

Wie im ersten besitzt die Larve auch im zweiten Stadium ellipsoidale Ge-

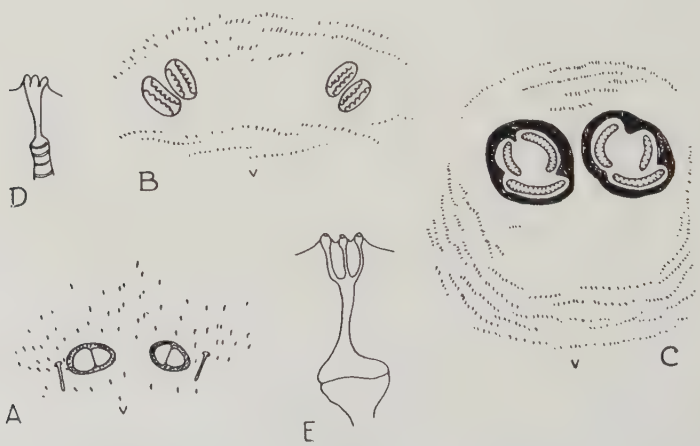


Abb. 5. Stigmen der Larve von *Carcelia obesa* Zett. A, B und C Hinterstigmen erstes, zweites und drittes Stadium. D und E Vorderstigmen zweites und drittes Stadium. v = ventral

stalt und ist weißlich gefärbt. Nach der Häutung mißt sie etwa 3.5 mm in der Länge und 1 mm in der Breite. Ausgewachsen betragen dieselben Abmessungen 5.5 bzw. 1.7 mm.

Gegenüber dem ersten Stadium hat sich die Anordnung der Hautdörnchen etwas verändert. Die großen Dörnchen an den Segmenten 5—7 fehlen. Dagegen treten die kleineren Dörnchen in größerer Anzahl auf. Gegenüber dem ersten Stadium sind die kleinen Dörnchen kräftiger, teilweise dunkel pigmentiert und in breiteren Gürteln angeordnet (Abb. 2 B).

Das Cephalopharyngealskelett ist paarig (Abb. 3 B).

Die Larve des zweiten Stadiums ist amphipneustisch. Die Vorderstigmen finden sich am Hinterrand des ersten Segmentes und tragen je drei Spiracula (Abb. 5 D). Die Hinterstigmen liegen wieder auf der dorsalen Seite des letzten Segmentes. Sie bestehen aus je zwei Spiracula ovaler Gestalt, von denen beiderseits Zähne und Leisten ins Innere vorspringen (Abb. 5 B).

e) Das Dritte Larvenstadium

Die Larve dieses Stadiums besitzt eine Länge von etwa 7 mm und eine Breite von etwa 2.5 mm. Das Hinterende der Larve ist abgerundet, ihr Vorderende zugespitzt. In der Färbung gleicht sie den jüngeren Stadien. Die feinen Hautdörnchen sind meist sehr klein und kaum pigmentiert. Eine Ausnahme davon bilden die in der Umgebung der Hinterstigmen liegenden Dörnchen, die ziemlich groß und auch stark pigmentiert sind.

Das Cephalopharyngealskelett unterscheidet sich nicht wesentlich von dem anderer Arten. Es besteht aus drei paarigen Teilen (Abb. 3 C).

Auch das dritte Stadium ist amphipneustisch. Die Vorderstigmen befinden sich an derselben Stelle wie im zweiten Stadium, besitzen aber je drei Spiracula, die durch dünne Tuben mit dem Atrium in Verbindung stehen. Diese Stigmen besitzen keine verdickte Chitinumrandung (Abb. 5 E). Die Hinterstigmen bestehen je aus drei Spiracula, die in der Aufsicht als lange und schmale Spalten erscheinen. Diese sind unregelmäßig gebogen und reichlich mit Leistchen versehen. Je drei Spiracula sind von einem gemeinsamen stark pigmentierten Chitinrand umgeben. Die Lage der Spalten innerhalb dieser Umrandung ist sehr variabel (Abb. 5 C).

f) Das Tönnchen

Das Tönnchen ist schwierig zu charakterisieren. Seine Ausmaße betragen durchschnittlich 7.5×3.7 mm. Äußerlich sind am Tönnchen die Dornenkränze, die Vorder- und Hinterstigmen, der Anus und die Einstülpungsgrube des Pseudocephalons des letzten Larvenstadiums leicht zu erkennen. Ebenso ist am Apex des Tönnchens die präformierte Bruchlinie deutlich wahrnehmbar.

Charakteristisch für das *Carcelia*-Tönnchen sind zapfenförmige „Pseudostigmen" am ersten Abdominalsegment.

B. Die Bionomie

a) Die Imago

Der Schlüpfvorgang. Die *Carcelia*-Fliegen erscheinen in den Monaten Juni bis Juli und sind ausgesprochen protandrisch. Etwa sechs Tage nach den ersten Männchen kommen die ersten Weibchen zum Vorschein. Das Geschlechtsverhältnis, Männchen zu Weibchen, beträgt 49 : 51.

Das Ausschlüpfen aus den Tönnchen, die in der Waldstreu liegen, erfolgt in der Regel in den Morgenstunden. Die Fliege befreit sich mit Hilfe ihrer Kopfblase aus der Umhüllung und verbringt die Zeit bis zu ihrer vollen Ausfärbung und Flügelentfaltung auf dem Boden. Die zuletzt genannten Vorgänge vollziehen sich innerhalb einer Viertelstunde.

Kopulation. Bereits in den ersten Stunden nach dem Schlüpfen finden die ersten Kopulationen statt. Bei gekäfigten Fliegen kann die Kopulation aber auch erst nach ein oder zwei Tagen erfolgen. Bisweilen wird ein Weibchen mehrmals begattet. Die Männchen können drei und wahrscheinlich auch mehr Weibchen befruchten und sind noch mindestens zehn Tage nach Verlassen des Tönnchens kopulationsfähig. Die Kopula dauert häufig zwei Stunden, kann aber bis zu vier Stunden anhalten. Nur befruchtete Eier können sich entwickeln.

Die Ausreifungsvorgänge der Eier nach der Befruchtung. Gleich nach der Kopulation beginnt die Reifung der Eier in den Ovarien. Nach der Befruchtung treten die Eier in die Vagina über. Deren Wandung ist vorher in enge Fältchen gelegt, die sich nach dem Übertritt der Eier auszuglätten beginnen. Die Vagina wird so sehr rasch in einen Uterus umgewandelt, in dem die Eier heranreifen. Bei normalem Wetter dauert die Ausreifung der Eier durchschnittlich drei Wochen.

Nahrungsaufnahme. Gefangengehaltene Imagines sind sehr nahrungsbedürftig. In unseren Zuchten wurden die Fliegen mit Zucker und Honig gefüttert. Weiter wurde den Imagines Wasser angeboten, das aber von Zucker und Honig getrennt gereicht wurde (vgl. PRELL 1915). Die Ernährungsweise der freilebenden *Carcelia*-Fliegen ist unbekannt.

Lebensdauer. Die Lebensdauer wurde bei gekäfigten Tieren ermittelt. Bei unseren Zuchten lebten 31 Männchen 21 bis 42 Tage lang. Ihre mittlere Lebensdauer betrug 35 Tage. Die Weibchen (61) erreichten dabei ein durchschnittliches Alter von 38 Tagen (Min.: 15, Max.: 52 Tage).

b) Die Eiablage

Der Uterus enthält drei Wochen nach der Kopulation eine große Anzahl von Eiern (60—220). Die ersten in den Uterus übergetretenen Eier sind zu diesem Zeitpunkt reif zur Ablage. An ihnen sind bereits die larvalen Mundwerkzeuge durch das dünnhäutige Chorion hindurch erkennbar.

Die weiblichen Fliegen pflegen ihre Eier so schnell an den Wirtsraupen anzuheften, daß die meisten Raupen von diesem Vorgang kaum etwas zu merken scheinen, zumindest keine Abwehrbewegungen oder Zeichen von Erregung zeigen. Bei der Eiablage krümmt das Fliegenweibchen den Hinterleib nach unten durch und streckt dabei den Ovipositor vor.

Die weißen Eier werden mit ihrer flachen Unterseite äußerlich am Wirt an dessen Chitinhaut befestigt. Ihre Ablage erfolgt an allen Körperteilen der Raupe, die harte Kopfkapsel ausgenommen, aber zumeist zwischen den Thorakalextremitäten.

Carcelia obesa ist ovovivipar, d. h. die Eier enthalten bei ihrer Ablage bereits einen voll entwickelten Embryo. *Obesa* ist deshalb in die BAERsche *Plagia*-Gruppe (Gruppe 6) einzureihen und nicht zur *Carcelia*-Gruppe (Gruppe 10) zu rechnen. Letztere zeichnet sich durch gestielte Eier aus, die

in verschieden weit vorgeschrittenem Entwicklungszustand auf den Raupen befestigt werden (Baer 1920/21).

Die Hauptablagezeit der Eier fällt in die Zeit von Juli bis zur zweiten Hälfte des August. Die Wirtsraupen befinden sich zu diesem Zeitpunkt meist im zweiten oder dritten Stadium.

c) Die Larve

Beim Ausschlüpfen aus dem Ei durchbricht die junge Larve zunächst die Eischale an deren Ventralseite und bohrt sich anschließend sogleich durch die Körperdecke des Wirtes hindurch. Dieser Vorgang kann sich unter den gleichen Umweltsbedingungen bereits zwei Stunden nach der Eiablage, in manchen Fällen aber auch erst nach 24 Stunden abspielen.

Während des weiteren Eindringens der Parasitenlarve in den Wirtskörper schrumpft die leere Eihaut zusammen und fällt nach wenigen Tagen von der Raupenhaut ab. In der Regel ist dann das Einbohrloch der Tachinenlarve nicht mehr sichtbar. Die jungen *obesa*-Larven wandern nicht allzu lange im Wirtskörper umher, sondern setzen sich bald in der Wand des Vorderdarmes fest. Später können sie auch in der Kopfmuskulatur der Raupe angetroffen werden.

Die kleine Tachinenmade überwintert in der Puppe des Kiefernspanners und beginnt erst Ende März sichtbar heranzuwachsen. Die erste Häutung des Parasiten findet dann Mitte April, die zweite im ersten Mai-Drittel statt. Kurz vor dieser Häutung verliert die Wirtspuppe ihre Beweglichkeit und 20—25 Tage später wird sie von ihrem Feind verlassen. Im Boden, in der Nähe der leeren Puppenhülse, bildet dann die Tachinenmade ihr Tönnchen aus.

d) Das Tönnchen

Unter allmählicher Umfärbung von Weiß in Dunkelbraun bildet sich die Larve zum Tönnchen um. In ihm wandelt sich dann der Parasit durchschnittlich innerhalb von vier Wochen zur Imago um.

Summary

1. The Tachinid *Carcelia obesa* Zett. (= *rutilla* B. B.) is in Holland an important parasite of the pine looper (*Bupalus piniarius* L.), a pine wood inhabiting geometrid moth.

2. As an introduction to future papers on the function of the parasitic fly as a mortality factor to the moth, the most important data on its external morphology and life history are represented here.

3. The most important characteristics of the adult fly can be found by Baer (1920/1921). See also fig. 1. The female parasite bears on her relatively broad forehead two large hairs curved downwards, which are lacking in the male.

4. The egg has the macrotype form (Clausen 1940) with its ventral surface flat and the chorion thin and transparent. Its surface bears rather minute reticulate markings.

5. The most important characteristics of the three larval instars have been described (fig. 2, 3, 4 and 5).

6. The puparium is of the general subelliptical form. The anal opening and the anterior and posterior spiracles are distinct. Prothoracic cornicles are present. There are two lines of cleavage.

7. The adult fly emerges from the puparium in June—July; the males 6 days before the females in average. Mating normaly takes place very soon after emergence.

8. After mating the fertilized eggs descend into the uterus where incubation takes place over a period of three weeks in average. Then the larvae can be observed through the transparent egg chorion.

9. The incubated eggs are deposited on the skin of the caterpillers, which at the time are in the second and third instar. There within 2—24 hours the larva bores directly downward through chorion on the vertral side of the egg and through the integument of the host body. Most often the young larvae enter the wall of the foremost part of the intestine; afterwards they enter a muscle. They have a cutaneous respiration.

10. Hibernation takes place in the host puparium without apparent growth. The latter begins at the end of March and soon afterwards the first molt takes place.

11. After the second molt in April—May the third instar larva is full grown within 25 days and emergence is usually effected from the wing pads of the host pupa. The larva pupate outside the hostbody in the litter. The duration of the pupal stage is about 4 weeks in average.

Literaturverzeichnis

Baer, W., Die Tachinen als Schmarotzer der schädlichen Insekten. Z. ang. Ent. **6**, 184—246 und **7**, 97—163, 349—423. 1920/1921.

Clausen, C. P., Entomophagous insects. London, 1940.

Escherich, K., Die Forstinsekten Mitteleuropas, Bd. 3, 1931.

Friederichs, K., B. Schaerffenberg und H. Sturm, Die Feinde des Kiefernspanners, mit Berücksichtigung des Mischwaldes. Z. ang. Ent. **27**, 621—641. 1940.

Hequist, K. J., Om parasiter pa tallmätaren *(Bupalus piniarius* L.). Ann. Ent. fenn. Lüte supp. **14**. 1948.

Nielsen, J. C., Jagttagelser over entoparasitiske Muscidelarver hos Arthropoder. Ent. Medd. A. R. **4**, 1—126. 1913.

Prell, H., Zur Biologie der Tachinen *Parasetigena segregata* Rond. und *Panzeria rudis* Fall. Z. ang. Ent. **2**, 57—148. 1915.

Steiner, P., Zur Kenntnis der Parasiten des Kiefernspanners. Z. ang. Ent. **17**, 601—630. 1931.

Arbeit aus der Landes-Lehr- und Forschungsanstalt für Wein- und Gartenbau, Neustadt/Weinstraße

Direktor Prof. Dr. O. Jancke

und

dem Institut für Pflanzenschutz an der Landwirtschaftlichen Hochschule in Stuttgart-Hohenheim

Direktor Prof. Dr. B. Rademacher

Untersuchungen über den Rindenwickler *Enarmonia woeberiana* Schiff. *(Lepid. Tortr.)**)

Von

Heinz Roediger, Neustadt/Weinstr.

Mit 19 Abbildungen

Inhalt: Einleitung. — I. Nomenklatorische Bemerkungen. — II. Wirtsbäume und Verbreitungsgebiet: a) Die Wirtspflanzen und ihre Anfälligkeit; b) Verbreitung und Schadgebiet von *E. woeberiana*. — III. Morphologie. A. Der Falter. a) Allgemeines; b) Die äußeren Geschlechtsorgane des Weibchens; c) Die äußeren Geschlechtsorgane des Männchens; d) Die inneren Geschlechtsorgane des Weibchens; e) Die inneren Geschlechtsorgane des Männchens. B. Das Ei. C. Die Larven. a) Feststellung der Häutungen; b) Beschreibung der Larvenstadien. D. Die Puppe. — IV. Biologie. A. Der Falter. a) Allgemeines; b) Falterflug; c) Die Kopula; d) Eireifung und Eizahl; e) Lebensdauer und Nahrungsaufnahme. B. Das Ei. a) Eiablage; b) Die Entwicklung der Eier. C. Die Larve. a) Das Schlüpfen; b) Die Weiterentwicklung; c) Wanderungen der Larven; d) Der Lebensraum der Larven; e) Kot. D. Die Puppe. E. Die Schadwirkung der Larve. — V. Wirtschaftliche Bedeutung und Bekämpfung. A. Wirtschaftliche Bedeutung. B. Bekämpfung. a) Möglichkeiten einer Bekämpfung; b) Natürliche Vermehrungsbeschränkungen durch Feinde und Parasiten. — Zusammenfassung. — Literaturübersicht.

Einleitung

In Obstanlagen der Pfalz machten sich in den letzten Jahren in starkem Maße Schädigungen in Rinde und Holz der Obstbäume bemerkbar. Sie rührten von den Raupen zweier Schmetterlingsarten her, dem Apfelglasflügler, *Sesia myopiformis* (Borkh.) und dem Rindenwickler, *Enarmonia woeberiana* (Schiff.). Da vor allem über diese zweite Art nur wenig bekannt war, regte Herr Prof. Dr. O. Jancke, Neustadt/Weinstr., eine Bearbeitung von Morphologie, Biologie und Bekämpfung dieses Schädlings an. Das Insekt konnte in der Rheinpfalz besonders gut beobachtet werden, da in diesem Gebiet der Anteil des Steinobstes, der bevorzugten Wirtspflanze des Rindenwicklers, am Gesamtobstbestand höher liegt als im sonstigen Bundesgebiet. Vor allem gedeiht der Mandelbaum im dortigen Klima.

*) Diese Untersuchungen wurden mit Unterstützung der Deutschen Forschungsgemeinschaft durchgeführt, der ich für ihre Hilfe sehr herzlich danke.

Von der Morphologie des Insektes wurden vor allem die Merkmale untersucht, welche zur Erkennung der Art in ihren verschiedenen Stadien dienen können und noch nicht beschrieben waren: Geschlechtsorgane, Ei, Größe und Beborstung der Raupen und der Puppe.

I. Nomenklatorische Bemerkungen

Die verschiedenen lateinischen und Vulgärnamen, mit denen der Rindenwickler bezeichnet wurde, gehen aus Tabelle 1 hervor.

Wir stellen das Tier, Ritzema Bos (17) folgend, in die Gattung *Enarmonia*.

Tabelle 1.

1776	Schiffermüller (19)	*Tortrix woeberiana*	—
1801	Hübner (8)	*Tortrix ornatana*	—
1837	Schmidberger (13)	*Carpocapsa (Tortrix) woeberiana*	Mandelholzwickler
1871	Taschenberg (24)	*Tortrix woeberiana* Wien. Verz. *Grapholitha (Carpocapsa) (T. ornatana Hb.)*	Wöbers Rindenwickler
1874	Kaltenbach (10)	*Carpocapsa (Grapholitha) woeberiana S.V. C. woeberiana Hb. C. woeberiana W.V.*	Rindenwickler
1908	Theobald (25)	*Semasia woeberiana* Schiff.	The cherry and plum tree borer
1911 1913 1932	Kennel (11) Spuler (22) Hering (7)	*Laspeyresia woeberiana* Schiff.	Rindenwickler
1915	Ritzema Bos (17)	*Enarmonia woeberiana* Schiff.	—
1923 1925 1933	Kirchner (12) Reh (16) Eckstein (4)	*Grapholitha woeberiana* Schiff.	Rindenwickler Gummiwickler
1953	Heddergott (6)	*Laspeyresia (Enarmonia) woeberiana* Schiff	Rindenwickler

II. Wirtsbäume und Verbreitungsgebiet

a) Die Wirtspflanzen und ihre Anfälligkeit

Enarmonia woeberiana ist vor allem ein Bewohner der *Prunus*-gewächse. Nie konnten wir an einem Apfel- oder Birnbaum mehr als 2—3 Raupen finden. Am stärksten wird die Süßkirsche vom Rindenwickler angegriffen. Dann folgt der Mandelbaum, hierauf Pfirsich, Aprikose, Zwetsche und Pflaume, Birne und Apfel. Außerdem wurden die Raupen an Sauerkirsche, Reneklode, Nectarinenpfirsich, Kirschlorbeer, *Prunus mahaleb* und *Pyracanthea lelandi* beobachtet.

Es ist eine allgemein wiederkehrende Feststellung, daß *E. woeberiana* besonders in Verwachsungszonen zu finden ist. Schon die Kallusbildung einer ordnungsgemäßen Verwachsung bietet den Raupen einen sehr günstigen Lebensraum. Ein schlechtes Zusammenwachsen ist dabei nicht unbedingt nötig. Auch entsteht durch den Fraß der Raupen neues Wundgewebe, das ihnen stets entsprechende Nahrung bietet.

b) Verbreitung und Schadgebiet von *E. woeberiana*

Als Verbreitungsgebiet gibt Spuler (22) an: Ganz Europa, Sibirien. De Mazières (14) fand den Schädling in Algerien, wo er an Aprikosen schädlich war. Er wird außerdem für Holland, England, Dänemark, Polen, Schweiz, Böhmen und Mähren genannt. In Deutschland ist er allgemein anzutreffen, aus allen Obstanbaugebieten ist er schon als Schaderreger gemeldet worden. Nach Angaben deutscher Pflanzenschutzämter verursachte er in den letzten Jahren außerhalb der Pfalz Schäden nur in Südwürttemberg.

Es lassen sich in den verschiedenen Gegenden keine grundsätzlichen Unterschiede in der Wahl der Wirtspflanzen feststellen. Die Häufigkeit des Befalls einzelner Obstarten richtet sich nach den Anbauverhältnissen in den einzelnen Gebieten und ändert sich mit ihnen.

In der Rheinpfalz ist der Schmetterling nach eigenen Beobachtungen, aber auch nach Angaben von Disqué (3) und Griebel (5) allgemein vorhanden. Vor allem in der Vorderpfalz, dem in der oberrheinischen Tiefebene gelegenen Teil der Pfalz, wird er häufig schädlich.

Die Ausbreitungsgeschwindigkeit einer Population ist recht gering, da die Schmetterlinge ihre Eier überwiegend an ihrem Geburtsbaum ablegen.

III. Morphologie

A. DER FALTER

a) Allgemeines

Die folgenden Untersuchungen behandeln vor allem die für die Art *E. woeberiana* typischen Bildungen. Merkmale, die der ganzen Gattung oder der Familie eigentümlich sind, wurden hier nicht berücksichtigt, über sie findet sich näheres bei Kennel (11).

Die männlichen und die weiblichen Falter sind äußerlich nur schwer voneinander zu unterscheiden. Ihre Flügelzeichnung wurde von Taschenberg (24) und Kennel (11) beschrieben.

Die Länge des Körpers schwankt bei beiden Geschlechtern zwischen 5,6 und 7,5 mm, im Durchschnitt beträgt sie 6,28 mm. Auch in der Länge der einzelnen Flügel zeigen sich nur geringe Abweichungen. Bei den Weibchen sind die Vorderflügel im Durchschnitt 7,57 mm und die Hinterflügel 6,29 mm lang, bei den Männchen 7,47 mm und 6,12 mm.

Die Färbung der Unterseite des Abdomens der Imagines zeigt einen gewissen geschlechtsgebundenen Unterschied. Männchen und Weibchen haben auf jedem Hinterleibssegment auf schwarzem Untergrund ein silbriges Dreieck verschiedener Größe. Beim Weibchen überwiegen die silbrigen Schuppen, der Unterleib wirkt hell im Gegensatz zum Männchen, bei dem die dunkleren Schuppen vorherrschen.

Wesentlich auffälliger ist jedoch die größere Breite des weiblichen Abdomens.

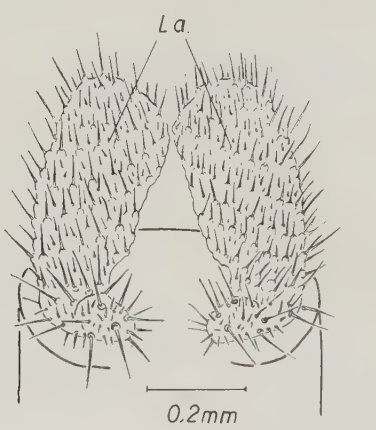
Die Fühler sind bei Männchen und Weibchen gleichgebaut, ihre Länge beträgt durchschnittlich 3,15 mm.

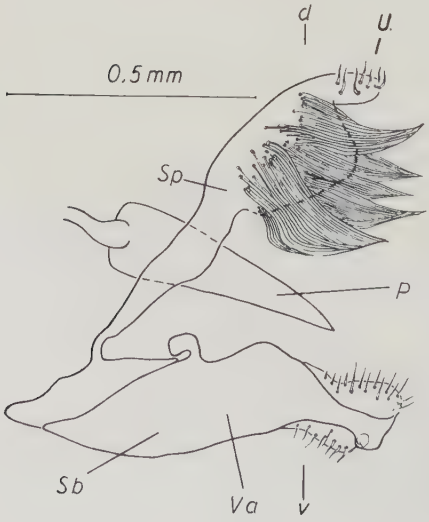
Innerhalb der hier ermittelten Werte für Körpergröße und Flügelspannung liegen auch die von Schilling (20) und Taschenberg (24) genannten Zahlen.

b) Die äußeren Geschlechtsorgane des Weibchens

Das einzige exakte Unterscheidungsmerkmal der Geschlechter unserer Art sind die äußeren Geschlechtsteile. Das breitere weibliche Abdominalende läuft bei eingezogener Legeröhre in einer abgestumpften Spitze zusammen, die die Öffnung für die Legeröhre erkennen läßt. Der Hinterleib des Männchens ist dagegen schmal geformt und endet in einer leichten Zuspitzung. Ventralwärts ist er leicht eingekrümmt.

Das weibliche Abdomen besteht nach STITZ (23) aus zehn Segmenten, von denen das erste eine ventrale Rückbildung erfahren hat, während das 9. und 10. miteinander verschmolzen sind. Das 8. Segment bildet einen Teil des Ovipositors und ist bei *E. woeberiana* unbehaart. Die beiden Endplatten *(Laminae abdominales)* des verschmolzenen Endsegments heben sich deutlich wulstartig von ihrer Umgebung ab. An ihrem hinteren Ende berühren sich die beiden Platten in der Mittellinie und gehen dann nach vorn, zum achten Segment hin, etwas auseinander. Auf ihrer ventralen





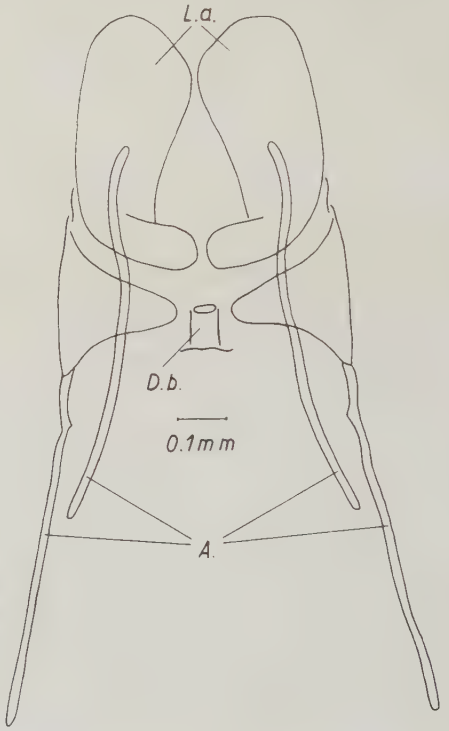


Abb. 1 (links oben). Die Endplatten des Weibchens von *E. woeberiana*. L. a. = Laminae abdominales

Abb. 2 (rechts oben). Das abdominale Körperende des Weibchens von *E. woeberiana*, ventral gesehen. Die Behaarung der Endplatten ist hier weggelassen, um die Übersichtlichkeit zu erhöhen. A = Apophysen; L. a. = Laminae abdominales; D. b. = Ductus bursae

Abb. 3 (links). Das männliche Abdominalsegment von *E. woeberiana*. Sp. = Supraanalstück; Sb. = Subanalstück. P = Penis; Va = Valven; d = dorsal; v = ventral; U = Uncus

Seite sind sie stark mit längeren und kürzeren Haaren bedeckt (Abb. 1). Zwischen den beiden Laminae abdominales liegen die Genital- sowie auch die Analöffnung. Bei eingezogener Legeröhre endet das weibliche Abdomen mit den Schuppen des 7. Segmentes.

In den hinteren Abdominalsegmenten finden sich noch 2 Paar im Querschnitt runde bis ovale Chitinstäbe (Abb. 2). Sie werden als Apophysen bezeichnet (nach Lacaze-Duthiers bei Jancke [9]). Sie dienen zum Bewegen und auch zum Stützen der Legeröhre. Das eine Paar dieser Stäbe liegt etwas mehr im Körperinnern, es reicht vom siebenten Segment ausgehend bis in die Laminae. Das andere, weiter lateral liegende Paar beginnt ebenfalls im siebenten Segment und endet an dem Chitinmantel des achten Segments. Dieser Chitinmantel gibt der ganzen Legeröhre einen gewissen Halt.

c) Die äußeren Geschlechtsorgane des Männchens

Auch beim Männchen ist das erste Abdominalsegment ventral reduziert. Das neunte Segment ist zum Genitalsegment umgebildet, das zehnte ist das Analsegment. Es besteht aus dem Supraanalstück und dem Subanalstück (Uncus und Scaphium nach Peytoureau bei Jancke [9]) (Abb. 3), wenn auch (nach Stitz [23]) nicht feststeht, ob beide Teile morphologisch zum 10. Segment gehören. Der Uncus liegt dorsal, das Scaphium ventral.

Das Supraanalstück ist ein Chitinring, der an seinem oralen Ende mit dem Subanalstück vereinigt ist. Die Verbindungszone wird durch zwei spitzzulaufende Fortsetzungen noch vergrößert. Analwärts verbreitert sich das Supraanalstück und ist hier mit langen, dichtstehenden Haaren besetzt und endet in einem mit kürzeren Haaren besetzten Zapfen. Er ist rundlich und sitzt dorsal am Supraanalstück. Die erwähnten verbreiterten Chitinleisten des Uncus vereinigen sich anal nicht, sondern lassen einen der Breite des Fortsatzes entsprechenden Raum zwischen sich. Ventralwärts zum

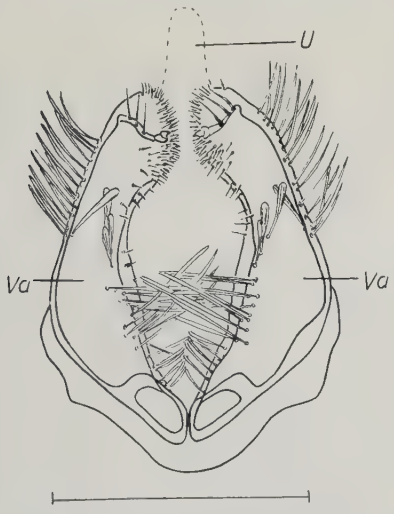


Abb. 4. Das Subanalstück von *E. woeberiana*, dorsal gesehen. Va = Valven; U = Uncus

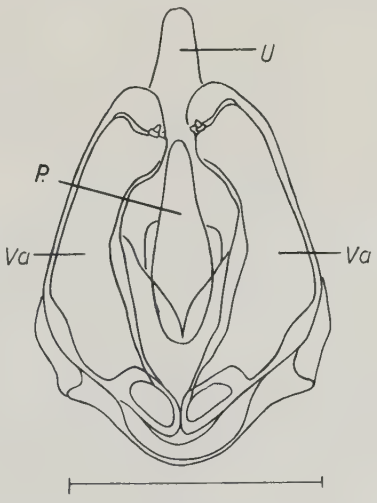


Abb. 5. Das Subanalstück von *E. woberiana*, dorsal gesehen. Lage des Penis. P = Penis; U = Uncus; Va = Valven

Uncus liegt das Subanalstück (Abb. 4 und 5). Es besteht aus den beiden Valven, die vor allem an ihrem analen Ende und an den einander zugekehrten Seiten stark behaart sind. Kurz vor ihrem analen Ende ist ein hornartiger Fortsatz inseriert. Oralwärts finden sich auf den Valven kleine Schuppen, dann ganze Schuppenbündel, die, von jeder Seite kommend, sich einander durchkreuzen. Mit dem unteren dorsalen Chitinrand wird dann wieder die Verbindung zum Supraanalstück hergestellt.

Der Penis ist rundlich, kegelförmig geformt und endet in einer Spitze. Er verläuft von dorsal kommend, schräg durch das Supraanalstück und endet in der Ruhestellung vor dem Subanalstück.

d) Die inneren Geschlechtsorgane des Weibchens

Die beiden Ovarien bestehen aus jeweils 4 Eiröhren, in jeder Röhre sind bis zu 30 Eier angelegt (Abb. 6). Davon reifen jedoch nur die ersten

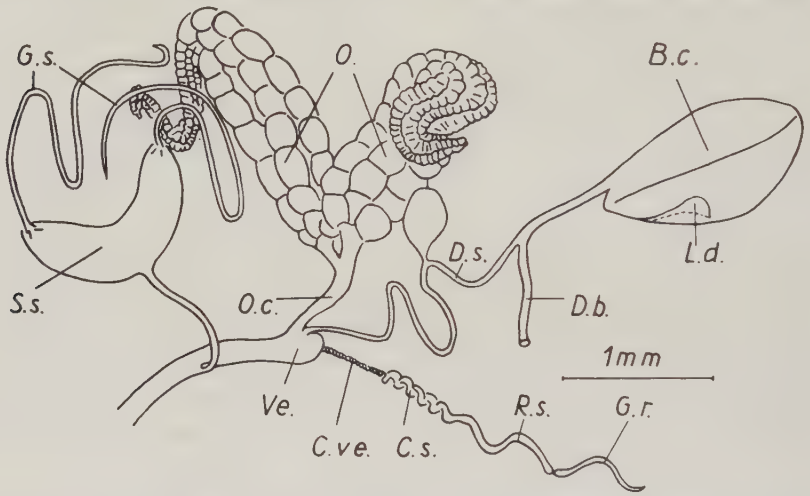


Abb. 6. Die inneren Geschlechtsorgane des Weibchens von *E. woeberiana*. Der Eierstock ist noch unentwickelt, die Bursa ist leer. B. c. = Bursa copulatrix; C. s. = Canalis spiralis; C. ve. = Canalis vestibuli; D. b. = Ductus bursae; D. s. = Ductas seminalis; D. se. = Ductus sebaceus; G. r. = Glandula receptaculi; G. s. = Glandula sebacea; L. d. Lamina dentata; O. = Ovarien; O. c. = Oviductus communis; R. s. = Receptaculum seminis; S. s. = Saccus sebaceus; Ve. = Vestibulum

10—12. Die einzelnen Eiröhren eines Ovariums münden gemeinsam in den Eileiter (Oviductus communis). In derselben Zone treffen auch der Ductus seminalis der Bursa copulatrix und der Ausführungsgang des Receptaculum seminis in den Eileiter. Die Stelle, an der diese Ausführungsgänge münden, wird nach PETERSEN bei JANCKE (9) als Vestibulum bezeichnet. Sie ist bei anderen Microlepidopteren wesentlich größer, doch ist sie auch bei *E. woeberiana* zu erkennen.

Das Receptaculum seminis stellt einen gleichmäßig dicken, unregelmäßig gewundenen Schlauch dar. Der etwas kürzere Ausführungsgang bildet 4—6, meist aber 5 Spiralen (Canalis spiralis). Er geht dann über in den sehr eng gewundenen Teil (Canalis vestibulii). Am anderen Ende setzt sich das Receptaculum seminis in einem Drüsenschlauch fort (Glandula receptaculi). Dieser ist vom eigentlichen Organ deutlich durch eine Einschnürung getrennt.

Am Ende des Vestibulum mündet der Ausführungsgang der Kittdrüsen. Der Kittapparat besteht aus drei Teilen: Einem, hier sehr langen, paarigen Drüsenschlauch (Glandula sebacea), dem sackartig erweiterten, ebenfalls paarigen Kanal (Saccus sebaceus) und dem dünneren, gemeinsamen Mündungsrohr (Ductus sebaceus).

Der Eileiter endet in der Nähe des Enddarmes, zwischen den Laminae abdominales.

Die Bursa copulatrix ist im leeren Zustande ein muschelartiges, ellipsenähnliches flaches Gebilde, das an den Berührungskanten seiner beiden Hälften einen deutlichen Knick zeigt. Der Cervix verläßt die Bursa etwas oberhalb ihres unteren Endes, der Ductus bursae mündet auf der Ventralseite des achten Segments, an dessen Basis, also dicht an der Grenze des siebenten Segmentes (Abb. 2).

Ungefähr in der Mitte des Ductus bursae zweigt der Samengang (Ductus seminalis) von ihm ab. Nach dem ersten Viertel seiner Länge hat er eine blasige Erweiterung, die nicht allgemein vorhanden zu sein pflegt, von Leuckardt (bei Stitz [23]) aber als den Tortriciden eigentümlich hervorgehoben wird.

Auch die leere Bursa ist faltenlos glatt. Die durchsichtige Haut zeigt eine sechseckige Wabenstruktur auf ihrer ganzen Oberfläche. An einer Stelle, etwa gegenüber dem Cervix, liegt eine nach innen gestülpte, chitinöse, gelbe Verdickung, die ins Innere der Bursa einen schmalen, geschwungenen, schwertartigen Fortsatz bildet. Es handelt sich hier um die von Stitz (23) Zahnplatte (Lamina dentata) genannte Einrichtung, deren genauer Bau bei der Unterscheidung nahe verwandter Arten von Bedeutung sein kann. Hier ist dieses kielartige Gebilde sowohl an seinen Seiten als auch an seiner in die Bursa hineinragenden Kante völlig glatt. Trotzdem dürfte diese Chitinplatte nicht dazu dienen, den Spermatophor aufzureißen, sondern seine Aufgabe ist es, ihn in der Bursa zurückzuhalten. Dem entspricht auch, daß nur in wenigen Fällen der Spermatophor verletzt war, im allgemeinen hatte die Lamina nur eine leichte Eindellung bewirkt. Da im Normalfalle nur ein Spermatophor in die Bursa gelangt, genügt wohl diese einfache, glatte Haltevorrichtung, die nicht wie bei anderen Schmetterlingsarten durch Haken oder Zähnchen verstärkt ist.

e) Die inneren Geschlechtsorgane des Männchens

Der Hoden von *E. woeberiana* ist nierenförmig rundlich und bläulichrot gefärbt. Diese Färbung wird, ebenso wie die sichtbaren feinen Linien, durch die in die Hülle des Hodens eingelagerten Pigmentkörper hervorgerufen. Im Gegensatz zum Hoden haben sich die anderen Teile des Geschlechtsapparates (Abb. 7) ihre Paarigkeit bewahrt. Aus dem Hoden treten die Vasa deferentia aus, die sich mehr oder weniger stark an seine Oberfläche anlegen. Über ein Schaltstück gehen sie in die Vesiculae seminales über. Diese spindelförmigen Gebilde münden ihrerseits in die Mitte des Verlaufs der paarigen Drüsen. Diese Drüsen gehen an ihrem einen Ende, jede für sich, in den paarigen accessorischen Drüsenschlauch über. Die beiden Schläuche sind äußerlich miteinander verbunden und laufen während ihrer ganzen Länge nebeneinander her. Zwischen ihnen und der paarigen Drüse befindet sich noch je ein durch Abschnürung deutlich abgegrenztes Schlauchstück. Es wird von Stitz (23) nicht erwähnt.

Die paarigen Drüsen münden an ihrem anderen Ende gemeinsam in den unpaaren Drüsenapparat.

STITZ (23) unterscheidet an ihm drei deutlich voneinander abgesetzte Teile. Bei *E. woeberiana* sind jedoch morphologisch nur zwei Teile voneinander zu trennen: Ein längerer, dünnerer Drüsenschlauch, der in einen kürzeren, stärkeren einmündet. An ihn schließt sich dann der Ductus ejaculatorius an, der über eine stärker chitinisierte Windung in den Penis übergeht.

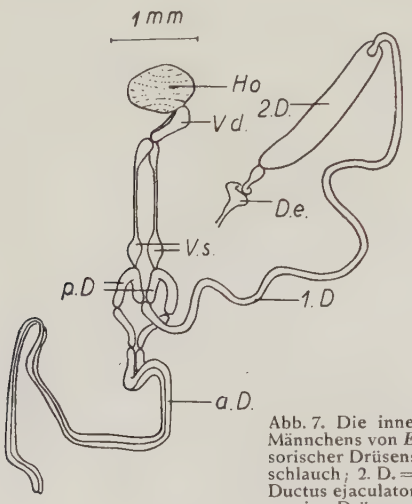


Abb. 7. Die inneren Geschlechtsorgane des Männchens von *E. woeberiana*. a. D. = accessorischer Drüsenschlauch; 1 D. = 1. Drüsenschlauch; 2. D. = 2. Drüsenschlauch; De. = Ductus ejaculatorius; Ho. = Hoden; p. D. = paarige Drüsen; V. d. = Vas deferens; V. s. = Vesiculae seminales

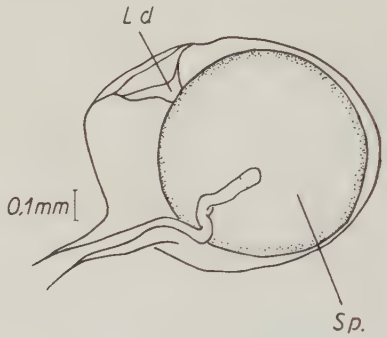


Abb. 8. *E. woeberiana*. Bursa copulatrix mit Spermatophor, beide voll ausgedehnt. L. d. = Lamina dentata; Sp. = Spermatophor

Die männlichen Geschlechtsorgane produzieren die Spermatophore, die mit Sperma gefüllt ist. Bei der Kopula wird diese in die Bursa copulatrix verbracht. Es handelt sich dabei um einen verhältnismäßig großen, unregelmäßig runden Körper von weißlicher Färbung (Abb. 8), der auch in der Bursa nach der Entleerung des Sperma seine Form nicht verändert, wenn nicht ausnahmsweise eine zweite Kopula stattfindet. Zu Beginn der Entwicklung ist sie noch so klein, daß die Bursa ihre ovale Form nur wenig zu verändern braucht. Sie dehnt sich aber stark aus, so daß sie schließlich die sie umspannende Bursa voll ausfüllt. Durch die Lamina dentata in der Bursa wird dann die kugelige Form etwas eingedellt.

B. DAS EI

Die untersuchten Eier wurden von den Schmetterlingen in Zuchtkäfigen abgelegt.

Das Ei, im Durchschnitt 0,675 mm lang und 0,635 mm breit, ist, ähnlich den Eiern anderer Wicklerarten, sehr flach, in der Draufsicht unregelmäßig ellipsenförmig, auf seiner einen Seite etwas rundlicher als auf der anderen. Es sitzt seiner Unterlage fest auf. Ist diese uneben, so verwindet es sich etwas in sich. Der äußere Rand des Eies ist glatt, die Oberfläche zeigt nur eine ganz schwache Struktur unregelmäßiger Sechsecke.

Bei fortschreitender Embryonalentwicklung bildet sich ein der Unterlage flach anliegender unregelmäßiger breiter Rand aus, innerhalb dessen

sich das Ei hochwölbt. Die während der ganzen Entwicklung glatt gespannte Eihaut sinkt 1—2 Tage vor dem Schlüpfen bisweilen etwas ein. Das kurz vor dem Schlüpfen stehende Räupchen kann man durch die Eihaut hindurch gut sehen. Es liegt in einem Rechts- oder Linksbogen, ohne daß eine dieser Lagen bevorzugt wird. Das leere Ei ist farblos. Der Riß, aus dem heraus die Raupe das Ei verläßt, öffnet sich im allgemeinen auf einem Drittel der Länge des Eies. Dieser Riß kann sowohl an der Spitze des Eies als auch etwas seitlich verschoben liegen.

C. DIE LARVEN

a) Feststellung der Häutungen

Da die direkte Beobachtung bei der Lebensweise der Raupen nicht in Betracht kommt, sollte zunächst deren Aufzucht weiterhelfen. Es gelang aber weder, jüngere Tiere in normaler Rinde am Leben zu halten, noch sie in feuchtgehaltenen Rindenstücken in Petrischalen zu ziehen. Ausgewachsene Raupen kamen zur Verpuppung.

Je jünger die Raupen waren, desto schneller starben sie. Wir wählten deshalb einen anderen Weg. Wir schnitten uns die Raupen aus den befallenen Bäumen. Besonders schwierig ist das Herausschneiden der Tiere des zweiten und dritten Larvenstadiums ohne eine Verletzung, weshalb die Anzahl der untersuchten Raupen in diesen Gruppen nicht so groß ist. Für das erste Larvenstadium hatten wir die aus den Eiern schlüpfenden Räupchen zur Verfügung.

Das ganze Material wurde konserviert und später nach zwei Richtungen hin vermessen. Einmal wurde die Kopfkapselbreite von oben gesehen vom äußersten linken bis zum äußersten rechten Punkt gemessen, zum zweiten die Länge der Raupe. Zur genaueren weiteren Bearbeitung konnte aber die Raupenlänge nicht herangezogen werden, da beim Herauspräparieren aus der Rinde leicht Deformationen des Raupenkörpers auftreten. Bei der graphischen Darstellung wurde die Anzahl der Individuen auf der Ordinate eingetragen, die Kopfkapselbreite auf der Abszisse. Die Kurve zeigt deutlich fünf Gipfel (Abb.9), die jeweils einem Larvenstadium entsprechen. Dabei ist das erste, zweite und dritte deutlich voneinander abgesetzt, während das vierte und fünfte stärker streuen.

Die gemessenen Werte fügen sich gut in die Dyar'sche Regel ein. Danach verhalten sich die Größenmaße der einzelnen Larvenstadien zueinander wie die Glieder einer geometrischen Reihe. Der Faktor einer solchen Reihe ist artspezifisch. Für *E. woeberiana* lautet er 1,55. Hieraus ergibt sich folgende Reihe (in Millimeter): 0,225 — 0,348 — 0,540 — 0,837 — 1,298.

b) Beschreibung der Larvenstadien

Auch die Raupe von *E. woeberiana* zeigt das allgemeine Schema der Oberflächenstruktur der Tortricidenraupen. Jedes ihrer Stadien trägt auf den vier Rückenwärzchen des zweiten und dritten Segmentes je zwei Haare, ein kürzeres innen und ein längeres an der Außenseite. Auf dem ersten Segment befinden sich dorsal zwölf Haare. Sie lassen sich in vier Dreiergruppen einteilen, von denen je zwei distal und je zwei proximal stehen. (Abb. 10). Die Länge der Haare ist verschieden. Die Behaarung des Kopfes und auch der Beine ändert sich bei den einzelnen Raupenstadien. Die Be-

haarung der Abdominalsegmente ist normal, von den vier Wärzchen des letzten Segmentes sind die beiden inneren groß und tragen drei Haare, die kleineren äußeren sind mit nur einem Haar versehen. Die Haut der Warzen selbst ist glatt, die übrige Oberfläche der Raupenhaut aber ist mit vielen, mikroskopisch kleinen, flachen, kegelförmigen Warzen bedeckt. Diese Struktur der Epidermis findet sich bei jedem Raupenstadium und zeigt sich auch auf der Außenseite der Puppe.

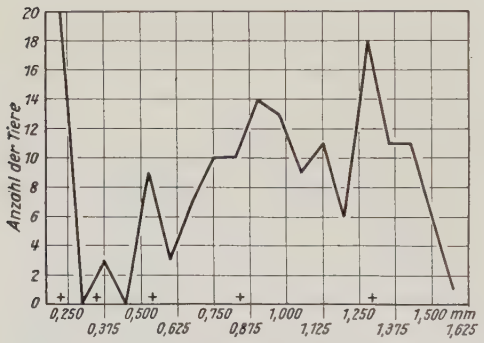


Abb. 9. Graphische Darstellung der Kopfkapselmessungen bei *E. woeberiana*. Die Kurve zeigt deutlich fünf Maxima, die jeweils einem Raupenstadium entsprechen. Die Kreuze geben die Lage der errechneten Werte wieder. Ordinate: Anzahl der Tiere; Abszisse: Größe der Kopfkapsel in Millimeter

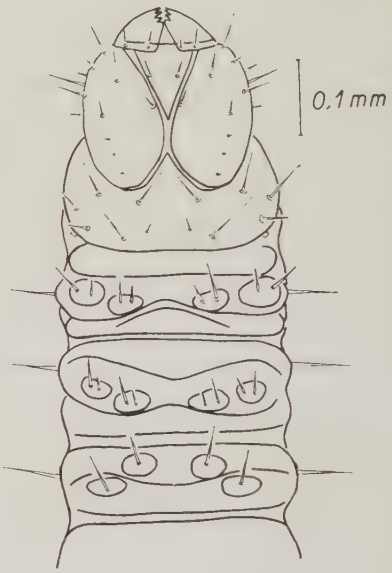


Abb. 10. Kopf- und Bruststück der Eiraupe von *E. woeberiana*. Die Beborstung entspricht den Verhältnissen bei den Stadien R1, R2 und R3

Kopf, Nacken- und Afterschild sind hornfarben. Von der gleichen Farbe sind auch die Haare der Raupe.

Stadium I:

Die Länge der Eiraupe liegt zwischen 1,1 und 1,4 mm, die Breite der Kopfkapsel schwankt zwischen 0,2 und 0,25 mm, im Mittel liegt sie bei 0,225 mm. Der Körper der Raupe ist gelblich gefärbt.

Der Kopf (Abb. 10) trägt dorsal auf jeder Seite drei hintereinanderliegende sehr kurze Härchen, ein viertes längeres Härchen schließt dorsal an. Etwas lateral stehen sechs Haare verschiedener Länge. Mitten auf jeder Kopfkapselhälfte steht je ein einzelnes Haar und an der Mittelnaht noch zwei etwas kürzere.

Die sechs Brustfüße sind gleichartig behaart (Abb. 11). Auf der Coxa des Raupenfußes sind fünf Haare verteilt, ein weiteres kurzes Haar sitzt proximal an der Ansatzstelle der Coxa. Auf der Innenseite des Femur stehen zwei Haare, auf der Tibia sind sechs gleichmäßig rundum verteilt. Der Tarsus trägt vier Haare, zwei kurze auf der Innenseite und zwei längere auf der Außenseite.

Stadium II:

Die Larve erreicht nach der ersten Häutung eine Länge von 2,0 bis 2,2 mm, die Kopfkapselbreite beträgt 0,32—0,40 mm, im Durchschnitt

0,375 mm. Die Färbung des Körpers ist dieselbe wie die des ersten Larvenstadiums; ebenso weicht die Behaarung nicht von diesem ab.

Stadium III:

Die Raupe hat jetzt eine Länge von 3,2—4,1 mm. Die Breite der Kopfkapsel schwankt zwischen 0,50—0,57 mm, bei einem Mittelwert von 0,525 mm. Die Farbe neigt mehr dem grünlichen Gelb zu, das auch die erwachsene Raupe zeigt. Die Behaarung von Kopf und Thorax hat sich nicht geändert. Auf der Coxa der Brustbeine treten drei neue kurze Haare auf (Abb. 12). Diese Anordnung der Borsten auf den Brustfüßen ändert sich nun nicht mehr, sie bleibt auch im vierten und fünften Stadium die gleiche.

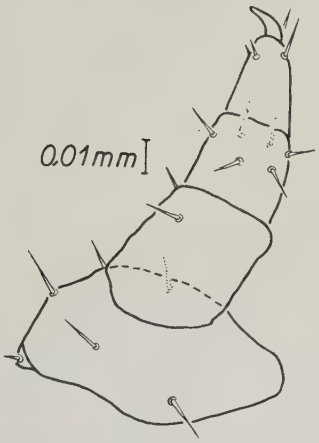


Abb. 11. Fuß einer Eiraupe von *E. woeberiana*. Die Beborstung entspricht den Verhältnissen bei den Stadien R1 und R2

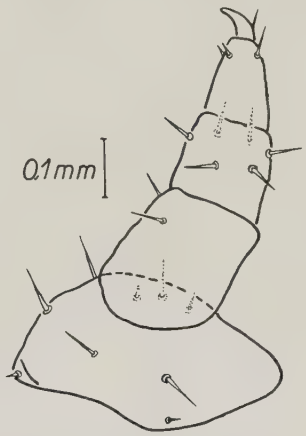


Abb. 12. Fuß einer ausgewachsenen Raupe von *E. woeberiana*. Die Beborstung entspricht den Verhältnissen bei den Stadien R3, R4 und R5

Stadium IV:

Die Raupe ist jetzt 5—7 mm lang, die Breite der Kopfkapsel beträgt 0,62—1,15 mm, im Mittel 0,90 mm. Die grünlich-gelbe Färbung ist dieselbe wie bei der ausgewachsenen Raupe. Am Cephalon sowie an den drei Thoraxsegmenten treten neue kurze Haare auf. Am Kopf (Abb. 13) ist an jeder Seite der Mittelnaht ein neues, kurzes Haar zu sehen, auf dem Prothorax sind es zwei kleinere nach hinten gerichtete Härchen auf dem Hinterrand des Segmentes. Am vorderen Rand des Mesothorax liegen, etwas weiter distal als die Härchen auf dem Prothorax, ebenfalls zwei neue Härchen; diese Neubildung wiederholt sich auf dem Metathorax an ähnlicher Stelle.

Stadium V:

Die ausgewachsene Raupe hat eine Länge von 8—11 mm, eine Zahl, die auch mit den Angaben älterer Autoren, Schilling (20), Taschenberg (24), übereinstimmt. Angaben über die Länge erwachsener Raupen sind das einzige, was über die Larven von *E. woeberiana* bekannt war. Die Kopfkapselbreite schwankt zwischen 1,17 und 1,55 mm, im Durchschnitt beträgt sie 1,275 mm. Der Kopf ist jetzt rötlich-gelb gefärbt. Färbung und Behaarung haben sich nicht mehr geändert.

D. DIE PUPPE

Die Puppe zeigt während des größten Teils ihrer Entwicklung ein helles Braun, 2—3 Tage vor dem Schlüpfen färbt sie sich etwas dunkler. Ihre Größe schwankt zwischen 7 und 9 mm, im Durchschnitt beträgt sie 8,13 mm. Diese Maße decken sich gut mit den Angaben von SCHILLING (20) über eine Puppengröße von 8 mm.

Über die Oberflächengliederung der Puppe lagen noch keine genauen Beschreibungen vor.

Beim Rindenwickler ist jedes der abdominalen Segmente der Puppe mit zwei Zähnchenreihen besetzt. Die jeweils oralwärts gelegene Reihe besteht aus größeren Zähnchen, die analwärts gelegene aus kleineren, deren Anzahl dafür um so größer ist. Die Zahl der Zähnchen in einer Reihe ist nicht konstant, sie schwankt um rund 20% des Mittelwertes. Die genaue Anordnung ist wie die der Haare aus Abb. 14 ersichtlich. Die Struktur des Chitins der Puppenhülle ist nicht einheitlich. Im allgemeinen zeigen sich, wie auch auf der Haut der Raupe, kleine warzenförmige Erhebungen. Nur das Gebiet zwischen einer kleinen Zähnchenreihe und dem Segmentende ist wabenförmig gezeichnet.

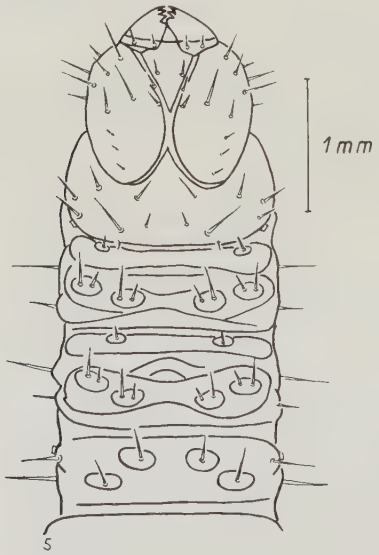


Abb. 13. Kopf und Bruststück einer ausgewachsenen Raupe von *E. woeberiana*. Die Beborstung entspricht den Verhältnissen bei den Stadien R4 und R5

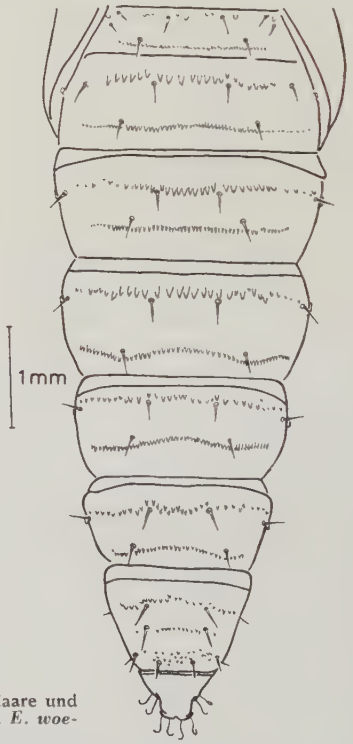


Abb. 14. Die Anordung der Haare und Zähnchen auf der Puppe von *E. woeberiana*

Der Kremaster besteht aus vier an der Spitze gekrümmten, sonst leicht geschwungenen, flachen Chitinborsten. Etwas oralwärts davon finden sich auf jeder Seite zwei ähnliche Bildungen.

Der Puppenkokon besteht aus einem zähen Gespinst. Auf der Außenseite sind dahinein Kotkrümel eingesponnen, so daß sich eine rauhe rötlich-

braune Oberfläche ergibt. Die Innenseite wird nur aus weißlichen, weichen Gespinstfäden gebildet, auf denen die Puppe ruht. Der Kokon wird in den verschiedenen Wirtsbäumen gleichartig ausgebildet.

IV. Biologie

A. DER FALTER

a) Allgemeines

Die Falter sind an den von ihnen befallenen Bäumen leicht zu finden. Vor allem am frühen Vormittag sitzen sie auf der Rinde, in der Regel an senkrecht stehenden Partien des Baumes. Die Körperachse ist dabei seitlich etwas gegen die Lotrechte geneigt.

b) Falterflug

Während des Tages und der Nacht ruhen die Schmetterlinge zumeist. Nur gegen Abend und in den frühen Morgenstunden fliegen sie lebhafter umher.

Die Kontrolle des Falterfluges erfolgte im Jahre 1952 an eingekäfigtem Kirschenholz. Die Stämme dreier befallener Kirschenbäume waren im April in 4×5×2 m große, mit Fliegendraht versehene Käfige gebracht worden. Die geschlüpften Falter wurden täglich herausgefangen. Mit dem so erhaltenen Material wurden auch die weiteren Versuche durchgeführt.

Die Flugkurve 1953 wurde durch Auszählen und Entfernen der Puppenhüllen an zwei Mandelbäumen ermittelt.

Ködermethoden konnten nicht angewandt werden, da die Falter auf sie nicht ansprechen.

Im Jahre 1952 (Abb. 15) dauerte der Flug vom 2. Mai bis zum 17. August. Gleich in den ersten Flugtagen flog eine große Zahl von Faltern, von der zweiten Maihälfte ab wurden es trotz der im allgemeinen leicht ansteigenden Temperaturen weniger, bis um den 15. Juni einige Tage kein Flug stattfand. Ende Juni und besonders bei den hohen Temperaturen Anfang Juli flogen die Falter wieder zahlreicher. Nach Mitte Juli erreichte der Flug wieder den Nullpunkt, stieg dann wieder an und klang im August aus. Dieser letzte Teil der Flugkurve dürfte dadurch entstellt worden sein, daß sich an den ausgegrabenen und deshalb allmählich vertrocknenden Bäumen des Jahres 1952 für die gegen Ende der Flugzeit verpuppungsreifen Raupen besonders schlechte Lebensbedingungen ergaben; ihnen fielen anscheinend auch viele Raupen zum Opfer. Diese

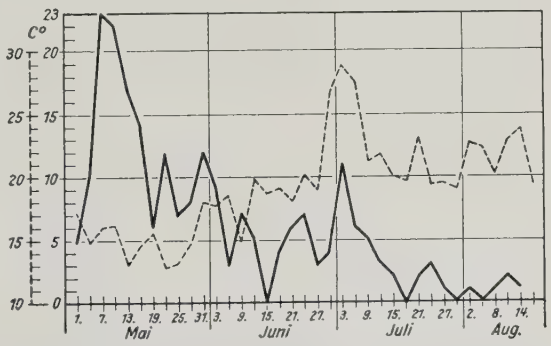


Abb. 15. Der Flug des Falters von *E. woeberiana* im Jahre 1952 und die auf ihn einwirkenden Temperaturen. Auf der Ordinate Temperatur und Anzahl der geflogenen Tiere, auf der Abszisse Tage und Monate. Ausgezogene Linie —— Flugkurve; Gestrichelte Linie — — — Temperaturkurve

Schädigung konnte 1953 bei den Kontrollen am lebenden Baum nicht beobachtet werden.

1953 (Abb. 16) begann der Flug schon am 27. 4., was durch die wärmere Frühlingstemperatur zu erklären ist. Auch in diesem Jahr flogen sogleich viele Imagines. Um den 10. Mai sank die Flugkurve stark ab, als Folge der plötzlich eintretenden kühleren Temperaturen. Mit dem Anstieg der Temperaturen Mitte Mai setzte auch wieder starker Flug ein, der gegen Ende des Monats nachließ und sich unter verschiedenen Schwankungen bis Mitte Juli hinzog. Um den 20. Juli stockte der Flug einige Tage. Anfang August schlüpften die Schmetterlinge wieder zahlreicher, bis gegen Ende August der Flug aufhörte.

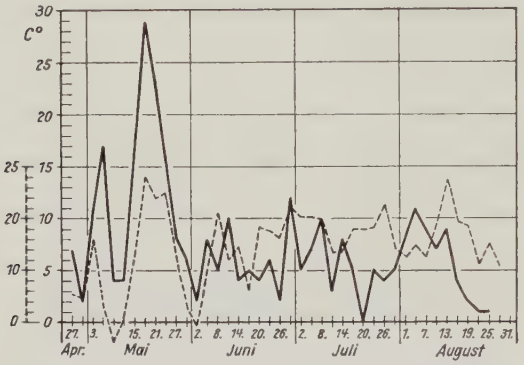


Abb. 16. Der Flug des Falters von *E. woeberiana* im Jahre 1953. Auf der Ordinate Temperatur und Anzahl der geflogenen Tiere, auf der Abszisse Tage und Monate. Ausgezogene Linie —— Flugkurve; Gestrichelte Linie — — — Temperaturkurve

Bei Insekten mit einem so langen Flugverlauf und einer entsprechend lange sich hinziehenden Eiablage hängt die Dauer der Larvenentwicklung und später auch der Eintritt der Puppenruhe von den Witterungsfaktoren im Jahre der Eiablage sowie des Flugjahres ab. So erscheint es erklärlich, daß die zur Zeit des Fluges herrschende Witterung nur bedingt Einfluß auf das Schlüpfen der Falter haben kann. Auch läßt sich so erklären, daß die Flugkurve zwar den stärkeren Wärmeunterschieden des Flugjahres folgt, bei schwächeren Temperaturdifferenzen aber ohne Beziehung und entgegen den Temperaturwerten verlaufen kann.

Beachtenswert sind auch die Pausen, die in jedem Jahr den Flug unterbrechen. 1952 waren es die Tage vom 14.—16. Juni und vom 16.—18. Juli (der Flugverlauf im August bleibt hier unberücksichtigt), 1953 vom 19. bis 22. Juli. 1953 läßt sich Mitte Juni lediglich eine Periode schwächeren Fluges feststellen.

In unserem verhältnismäßig zahlreichem und verschiedenartigem Material zeigte sich jedes Jahr nach Mitte Juli eine Flugpause. Wird nur eine geringere Anzahl von Faltern beim Ausschlüpfen kontrolliert, so kann leicht der Eindruck entstehen, daß längere Flugpausen eintreten würden. Es darf deshalb angenommen werden, daß solche Zeiten ohne *E. woeberiana*-Flug beobachtet und falsch gedeutet wurden. Nur so lassen sich die unterschiedlichen Angaben der Autoren verstehen, die aus ihren Beobachtungen auf zwei Generationen im Jahr schlossen: COLLINGE (2) nennt als Flugzeit Mai, Juni und wieder August; KOLLAR (13) Mai, Juni und dann wieder Herbst; SAMAL (18) Ende März und dann Ende Juli und SCHILLING (20) Mai und wieder Mitte Juli. Unsere Beobachtungen decken sich ungefähr mit denen, die als erster SORHAGEN (21) machte. Er beobachtete den Flug von Mitte Mai bis Mitte August.

1953/54 gelang der Nachweis, daß die Raupen ein volles Jahr für ihre Entwicklung benötigen. Am 5. 6. 1953 an einen Kirschbaum angesetzte

Eiräupchen entwickelten sich dort weiter. Am 7. und 11. 6. 1954 schlüpfte jeweils ein Falter.

Die Versuchsmethoden erlaubten nur 1952 die Kontrolle des Männchen-Weibchen-Verhältnisses während der Flugzeit. Es zeigte sich, daß während der ersten vier Flugtage nur Männchen schlüpften, am fünften Flugtag kamen die ersten Weibchen. Während der ganzen Flugzeit schlüpften immer etwas mehr Männchen als Weibchen. Von den insgesamt ausgeflogenen 221 Tieren waren 124 Männchen und 97 Weibchen. Auch 1953 zeigte sich an den von der Rinde abgefangenen Tieren, daß zu Beginn der Flugzeit die Männchen dominieren und daß dann ein ungefähres Gleichgewicht erreicht wird.

c) Die Kopula

Die Kopula fand in allen von uns beobachteten Fällen in den frühen Morgenstunden statt. Beobachtet wurde der Vorgang in einem kleinen Flugkäfig, in dem jeweils die Weibchen eines Tages gehalten und begattet wurden. Auch in kleineren Glaskäfigen (Maße 80×40×40 cm) begatteten sich die Tiere ohne weiteres, stets jedoch zu der angegebenen Tageszeit. Der Vorgang spielte sich folgendermaßen ab:

Das über Nacht an einem Platze sitzende Männchen fängt in der Morgendämmerung an, sich zu bewegen. Zunächst beginnt es mit kleinen Ortsveränderungen, fliegt umher und läßt sich schließlich in der Nähe eines Weibchens nieder. Dann läuft es langsam auf das Weibchen zu, wobei es heftig mit den Flügeln schlägt. So schiebt es sich heran, bis es beinahe parallel neben dem Weibchen sitzt. Hierauf krümmt es den Hinterleib spitzwinklig herum und führt den Penis ein. Sofort danach streckt es den Hinterleib und sitzt nun mit dem Kopf nach unten auf der senkrechten Unterlage. Männchen und Weibchen bilden so einen stumpfen Winkel miteinander. Das Weibchen sitzt während der ganzen Zeit ohne Bewegung auf seinem Platze, im allgemeinen auf einer senkrecht stehenden Unterlage, in seiner Körperachse etwas schräg zur Lotrechten geneigt. Es erwartet in dieser Stellung schon das Männchen. Dieses ist wesentlich fluglustiger als die Weibchen. An den Zuchtkäfigen fanden sich Männchen, die zum mindesten aus einer Entfernung von 30 m herangeflogen waren. Dort stand der nächste befallene Kirschbaum.

Den Beginn der Kopula beobachteten wir zwischen 4.30 und 7.00 Uhr, das Ende der Kopula zwischen 7.10 und 8.30 Uhr. Die Dauer der Kopula beträgt 2—3 Stunden. Nach unseren Beobachtungen findet in der Regel nur eine einmalige Begattung statt.

Die Kopula erfolgte normalerweise am 1. oder 2. Morgen nach dem Schlüpfen. Sie kann bis zum 4. Tag hinausgeschoben werden. Zu einem späteren Zeitpunkt wurden in den Zuchten keine Weibchen mehr begattet.

d) Eireifung und Eizahl

Gleich nach dem Schlüpfen der Weibchen beginnt der Reifungsprozeß der Eier. Wurde ein Tier am Tage nach dem Schlüpfen begattet, so erfolgte die Eiablage zwischen dem 3. und 8. Lebenstage der Imago. Im allgemeinen wurden die Eier vom 4.—6. Lebenstage abgelegt. Unbegattete Weibchen legten keine Eier ab. Die Anzahl der reifen Eier im Weibchen schwankte

zwischen 60 und 90, in den Zuchten zwischen 1 und 86, im Mittel betrug sie 24. Die Anzahl der abgelegten Eier streute während der ganzen Flugzeit.

e) Lebensdauer und Nahrungsaufnahme

Es ist nicht möglich, die Lebensdauer der Imagines im Freiland zu bestimmen. Die nachfolgenden Erkenntnisse beziehen sich auf Laboratoriumsbeobachtungen.

Die Tiere wurden, nachdem sie aus dem bereits erwähnten großen Flugkäfig herausgefangen worden waren, in einen kleineren Begattungskäfig gebracht. Zwei Nächte blieben die Tiere dort, dann kamen sie zur Eiablage in einen kleinen Glaskäfig. Diese Käfige bestanden aus drei Glasplatten von 13×6 cm, das obere und das untere Ende waren mit starkem Papier verschlossen.

Auch wenn die Tiere aus dem kleinen Glaskäfig wieder in den Begattungskäfig zurückgebracht wurden, änderten sich folgende Ergebnisse nicht:

1. Die Lebensdauer unbegatteter Weibchen schwankte zwischen 4 und 14 Tagen, im Durchschnitt betrug sie 6 Tage*).
2. Die Lebensdauer von Weibchen, die Eier abgelegt hatten, schwankte zwischen 4 und 10 Tagen, bei einem Durchschnitt von 7 Tagen.
3. Die Lebensdauer der Männchen, die begattet hatten, belief sich auf 2—4 Tage.
4. Die Lebensdauer der Männchen, die nicht begattet hatten, währte 2—7 Tage.

Eine direkte Nahrungsaufnahme konnte nicht beobachtet werden.

B. DAS EI

a) Eiablage

Das Ei wird vom Weibchen auf die Rinde abgelegt. Jedoch konnte dies nur dann beobachtet werden, wenn man Weibchen an glatter Rinde (z. B. gesunder Pflaume) zur Eiablage einkäfigte. An der vom Weibchen normal bevorzugten rauhen, meist schon beschädigten Rinde lassen sich keine Eier wiederfinden. In den Zuchten wurden die Eier sowohl an Glas als auch an Papier abgelegt, ohne daß ein Material dem anderen vorgezogen wurde. In drei Zuchtkäfigen waren 80% der Eier einzeln abgelegt, 15,5% in Gruppen zu zwei und 4,5% zu drei. Größere Eihäufungen sind selten.

Die Ablage der Eier erfolgte im allgemeinen in einem Zuge, während der Nacht oder in den frühen Morgenstunden. In einem Falle zog sich die Eiablage jedoch über 3 Tage hin, auch können einige wenige Eier noch nachgelegt werden. Jedoch sind das Ausnahmen.

b) Die Entwicklung der Eier

Die frischabgelegten Eier sind ebenso wie die reifen im Ovarium milchig-weiß gefärbt. Bei optimaler Temperatur (sie wird weiter unten

*) Um festzustellen, ob ein Weibchen begattet war oder nicht, wurde die Bursa copulatrix herauspräpariert. Fand sich in der Bursa ein Spermatophor, so war das Weibchen begattet, andernfalls nicht.

genauer besprochen) ändert das Ei nach 2—3 Tagen seine Farbe und erhält ein ausgesprochen kräftiges helles Rot. Nach weiteren 2—4 Tagen ist nur noch ein Halbkreis im Ei rot gefärbt, in dem man nach weiteren 2—3 Tagen die Larve und ihren Kopf erkennen kann.

Die Entwicklungsdauer des Eies richtet sich nach der herrschenden Temperatur. Sie dauerte in unseren Versuchen bei einer Temperatur von 12° C bis zu 24 Tagen, bei einer Temperatur von 25—26,5° C schlüpften die ersten Raupen schon nach 6 Tagen. Bei Temperaturen von 8° C und darunter sowie 32° C und darüber schlüpften keine Tiere mehr. Als optimale Entwicklungstemperatur ist die Temperaturspanne von 16—25° C anzusehen. In diesem Bereich liegt die Sterblichkeit der Eier unter 10%. Dies bestätigt die im Freiland gemachte Erfahrung, daß an gut beschatteten Stämmen wesentlich häufiger Befall zu finden ist als an freistehenden. Auch die Tatsache, daß junge Bäume selten befallen werden, läßt sich so erklären: Die junge Krone beschattet weder den eigenen Stamm, noch kann sie den Nachbarstämmen Schatten spenden.

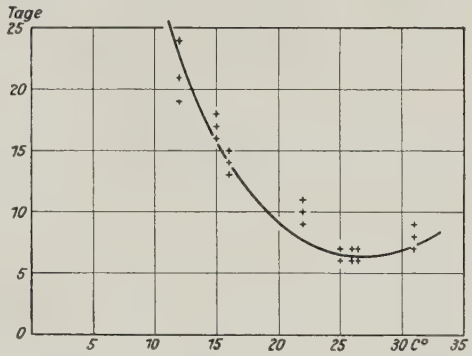


Abb. 17. Die Entwicklung der Eier von *E. woeberiana* bei verschiedenen Temperaturen. + = beobachtete Werte. Ausgezogene Linie = berechnete Kurve

Die genauen Schlüpfdaten ergeben sich aus Tabelle 2. Man erkennt schon dort, daß die Dauer der Eientwicklung bei verschiedenen Temperaturen eine Kettenlinie ergibt. In der graphischen Darstellung (Abb. 17) ist die errechnete Kettenlinie eingezeichnet. Sie folgt der allgemeinen Formel:

$$t = \left(\frac{m}{2}\, a^{T} + a^{-T}\right)$$

Aus unseren Versuchen ergaben sich folgende Werte:

a = 1,138 und m = 6,4; m wurde hierbei aus der Zeichnung ermittelt.

Bei der Formel bedeutet:

t = Entwicklungsdauer in Tagen,
m = das Minimum der Entwicklungsdauer, hier 6,4 Tage,
a = ein arteigener Faktor, hier 1,138,
T = Temperatur in Celsius-Graden minus To,
To = Die Temperatur in Grad Celsius beim Minimum der Entwicklungsdauer, hier 27° C.

Diese Versuchsreihe wurde so durchgeführt, daß alle Falter ihre Eier im Labor bei einer durchschnittlichen Temperatur von 20—23° C ablegten. Die Eiablage erfolgte in den bereits beschriebenen Glaskäfigen. Für die Temperaturversuche wurden die Käfige auseinandergenommen. Die Glasscheiben und die papierenen Wände wurden nach der auf ihnen abgelegten Anzahl von Eiern getrennt verwendet.

In einer anderen Versuchsreihe wurden Eier in einer Temperatur von 12° C gehalten. Ein Teil von ihnen wurde nach 7 Tagen in eine Temperatur von 26° C, ein anderer Teil nach 14 Tagen in eine Temperatur von 22° C gebracht. Der Rest blieb in der Temperatur von 12°. Es waren

Tabelle 2. Entwicklung der Eier von *E. woeberiana* bei verschiedenen Temperaturen

Eier geschlüpft nach Tagen

Die %-Zahlen geben das Verhältnis der geschlüpften Eier zur Gesamtzahl an

°C	Ei-zahl	Morta-lität	Tage																		
			5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24
8	4	4 100%																				
12	11	2 20%															1 10%		2 20%			6 50%
15	66	19 28%												9 14%	26 40%	12 18%						
16	19	0 0%								16 85%	2 10%	1 5%										
22	34	0 0%					23 67%	9 27%	2 6%													
25	92	4 4,5%		5 5,5%	83 90%																	
26	40	6 15%		5 12%	29 73%																	
26,5	10	0 0%		8 80%	2 20%																	
31	13	2 15%			7 55%	3 23%	1 7%															
32	77	77 100%																				

Tiere aus einem Eigelege. Die in 26° C gebrachten schlüpften nach einer Gesamtentwicklungszeit von 11 Tagen, d. h. nach 4 Tagen in der höheren Temperatur, die in 22° C gebrachten Tiere nach 17 Tagen, sie waren 3 Tage in der höheren Temperatur. Dabei ist zu berücksichtigen, daß die Embryonalentwicklung inzwischen weitergegangen war, so daß trotz der geringeren Temperatur das Schlüpfen schneller erfolgen konnte. Die bei 12° C verbliebenen Eier schlüpften vom 20.—24. Tage. Es zeigte sich also, daß sich die Entwicklungsgeschwindigkeit ganz nach den augenblicklichen Temperaturen richtete, gleichgültig welcher Wärme das Ei vorher ausgesetzt war. Eine erhöhte Sterblichkeit wurde bei diesem Versuch nicht beobachtet. Dies würde bedeuten, daß die Temperatur bei der Ablage für die *E. woeberiana*-Eier von untergeordneter Bedeutung ist.

Die Mortalität der Eier ist gering. Sie sinkt bei optimalen Temperaturen auf Null. Gegen Temperaturschwankungen im Bereich von 12—30° C zeigen die Eier eine große Widerstandsfähigkeit, d. h. sie sind der normalen Sommerwitterung angepaßt.

C. DIE LARVE

a) Das Schlüpfen

Die fertige Raupe verläßt das Ei durch den erweiterten Riß in der Wölbung der Eischale. Sie kriecht dann einige Minuten auf der Rinde umher, bis sie sich zwischen Rindenritzen einbohrt. Hier liegt wohl die größte Sterblichkeitsquote im ganzen Leben des Tieres.

In den Jahren 1952 und 1953 wurden Eiräupchen an verschiedenen Obstbäumen angesetzt. Es warfen Kot aus

1952	an	Kirschen	von	8	Räupchen	0*)
1953	„	„	„	23	„	11
1952	„	Zwetsche	„	37	„	9
1953	„	„	„	29	„	0
1952	„	Apfel	„	15	„	1
1953	„	„	„	12	„	0

Dies entspricht einem Verhältnis der angesetzten Räupchen zu den Kotausstoßenden wie 5,9 : 1.

Für Prunusgewächse verengt sich das Verhältnis auf 4,8 : 1 (Kirsche 2,8 : 1, Zwetsche 7,3 : 1), für Apfel steigt es auf 27 : 1.

Neben der hohen Sterblichkeit der Eiräupchen zeigen die Versuche auch, daß den Tieren die Besiedlung von Prunusgewächsen leichter gelingt.

Von allen Eiräupchen hatten sich nur 3 an der glatten Rinde eingebohrt, die anderen hatten Wundränder, Veredlungsstellen oder alte Astringe verwendet.

b) Weiterentwicklung

An den 4jährigen Versuchsbäumen (Zwetschen) fand nach 16—20 Tagen der erste Kotauswurf statt. 1953 an Kirsche schon nach 10 Tagen.

*) Daß 1952 keine Raupen an Kirschen zur Weiterentwicklung kamen, erklärt sich aus den Versuchsbedingungen. Die Tiere wurden erst Ende Juni an die betreffenden Bäume angesetzt. Sie starben infolge der großen Hitze Anfang Juli, bevor sie zum ersten Kotauswurf kamen.

Im Freiland läßt sich der Termin nicht so genau bestimmen, da die winzigen ersten Kotmengen in der rissigen Borke älterer Bäume verlorengehen. Dort fand sich der erste Kot erst im Juni, die Raupen befinden sich dann bereits im 2. und 3. Stadium. Zur selben Zeit finden sich auch noch Tiere der vorjährigen Generation im 4. und 5. Stadium. Diese Tiere schlüpfen bis August. Die ersten ausgewachsenen Tiere der neuen Generation fanden sich im Oktober. Die Raupen fressen bis zum Einbruch des Winters. Sie überwintern dann im 3., 4. oder 5. Stadium. Am häufigsten im Stadium R 4, es folgt R 5, dann R 3.

Um einen Anhaltspunkt über Beginn und Ende des Fraßes an befallenen Bäumen zu haben, wurde an ihnen der Kot abgebürstet. Der Tag, an dem kein neuer Kot ausgestoßen wurde, bzw. der Tag, an dem zum ersten Male wieder Kot gefunden wurde, konnte so festgelegt werden. Nach diesen Beobachtungen ruht die Raupe ungefähr 5 Monate.

Für Beginn und Ende der Winterruhe ist der Tag des Kotauswurfes nur ein Anhaltspunkt. Beachtet man daneben noch die Temperaturen, die vor diesem Termin liegen, so läßt sich sagen, daß der Fraß der Raupen beim Absinken des Lufttemperaturminimums in den Bereich um 0° C endet und bei ansteigenden Frühjahrstemperaturen im März wieder beginnt.

c) Wanderungen der Larven

Während des ganzen Sommers fanden sich, zu den verschiedensten Tageszeiten, auf der Rinde herumkriechende Raupen. In den beobachteten Fällen waren es Raupen der Größenklassen R 4 und R 5. Verstärkter Harzfluß kann es nicht sein, der die Tiere veranlaßt, ihre Gänge zu verlassen. Denn an Regentagen, an denen die Bäume immer kräftiger harzten, konnten nie mehr wandernde Larven festgestellt werden als sonst. Die Gründe für die Wanderungen sind also noch ungeklärt.

d) Der Lebensraum der Larven

Die Gänge der Raupen aller Entwicklungsstadien verlaufen im äußeren Teil des Bastes. Die R 1-Raupen leben immer in dieser Zone. Die älteren Raupen besiedeln den ganzen Raum zwischen Kork und Kambium. In den holzigen Teilen leben die Raupen nicht. Noch häufiger als im normalen Bast des Holzes leben die Raupen im Wundgewebe. Dabei ist es gleichgültig, in welcher Höhe des Baumes das Wundgewebe liegt und aus welchem Anlaß es entstanden ist. So sind Überwallungsränder alter Wunden und die Verwachsungszonen der Veredlungen Ausgangspunkte größerer *E. woeberiana*-Fraßstellen. Außerdem scheint eine Stockung des Assimilatestromes bei gleichzeitigem guten Funktionieren der Wasserbahnen der Raupe das Fortkommen zu erleichtern. Denn die Befallzonen breiten sich stets nach oben aus.

Die Form und der Verlauf des Raupenfraßes erscheint ziemlich planlos. Es ist ein Platzfraß mit vorspringenden Sappen in verschiedenen Richtungen. Hat die Raupe aber nicht in jeder Richtung gleichwertiges, ihr zusagendes Gewebe zur Verfügung, so verlaufen die Gänge anders. Diese Fälle treten meist bei Fraß in Kallus-Verwachsungszonen ein. Hier folgt die Raupe dem Wundrand und paßt ihm den Verlauf ihrer Gänge an. Das Innere der Gänge ist rötlich-braun gefärbt. Durch braune Speichel-Aus-

scheidungen der Raupe ist es stets etwas feucht. Sonst sind die Gänge kahl. Daß sie regelmäßig ausgesponnen sind, wie Reh (16) berichtet, konnte nicht festgestellt werden. Während der Häutung und während der Winterruhe verkleidet die Raupe den Gang mit einem leichten Gespinst. Dies ist jedoch nicht immer der Fall. Durch äußere Einwirkungen hervorgerufene Öffnungen im Fraßgang werden von der Raupe mit einem Gewebe aus Gespinstfäden und Kotkrümeln, ähnlich dem Puppenkokon, verschlossen. Diese Gespinste sind recht dicht und zäh und dienen wohl dem Schutz der Larve vor Austrocknung.

e) Kot

Der Kot wird von der Raupe zusammengesponnen. Er hängt als ein außen mit feinkrümeligem Kot, innen mit weißem Gespinst versehener Sack aus dem Gange heraus (Abb. 18). In den Fraßgängen selbst findet sich kein Kot.

Diese aus der Rinde heraushängenden Kotsäckchen von 1 mm bis 1 cm Länge und 1—3 mm Breite sind für *E. woeberiana* typisch. An ihnen läßt sich jeder Fall sofort erkennen sowie auch vom Befall des ähnlich lebenden Apfelglasflüglers *(Sesia myopiformis)* unterscheiden. *Sesia myopiformis* drückt in ihrem Geburtsjahr nur unwesentliche Kotmengen nach außen. Erst im Frühjahr und Sommer des nächsten Jahres stößt sie etwas Kot ins Freie. Er ist aber wesentlich gröber und fällt in lockeren Batzen aus dem Gang heraus.

Abb. 18. Aus der Rinde ausgestoßener und daranhängender Kot von *E. woeberiana*, 12-fach vergrößert

D. DIE PUPPE

Die verpuppungsreife Larve bohrt sich einen Gang bis dicht unter die Rinde. Es bleibt dann nur eine dünne Borkenschicht als Verschluß stehen. Mitunter verpuppt sie sich auch hinter dem Loch, aus dem sie zuletzt Kot ausgestoßen hat. Sie webt sich aus Fäden und Kot einen festen Kokon, der innen weich und weiß, außen aber dicht mit Kotkrümeln besetzt ist. Nach 2—3 Tagen hat sich in diesem Kokon aus der Raupe die Puppe gebildet. Die Dauer der Puppenruhe selbst variiert nach den herrschenden Temperaturen. In den Zuchten schwankte sie zwischen 12 und 19 Tagen und betrug im Durchschnitt 15 Tage. Die Angaben Samals (18) über eine Puppenruhe bis zu 20 Tagen fanden sich so nur als Ausnahme bestätigt. Sonst liegen keine Angaben über die Dauer der Puppenruhe vor.

Die Verpuppung erfolgt nicht immer im Gang. Es fanden sich Kokons auch auf der Unterseite grober Rindenstücke. Immer aber findet die Verpuppung in der Nähe des Fraßortes am Stamm statt.

Vor dem Schlüpfen schiebt sich die Puppe aus dem Kokon heraus und drängt sich bis zur Hälfte ihrer Länge ins Freie. Erst dann platzt die Puppenhülle und entläßt den Falter. Die Puppe kann auch den Weg durch den letzten Kotkanal nehmen, so daß die leere Hülse nicht direkt aus der Rinde, sondern aus einem Kotsäckchen herausschaut.

E. DIE SCHADWIRKUNG DER LARVE

Der Fraß einer oder mehrerer einzelner Raupen richtet keinen Schaden an und wird vom Baum glatt wieder überwunden. Solchen Fraß findet man häufig. In der ungestörten, gesunden Rinde sterben stets so viele Tiere ab, daß dem Baum kein Schaden zugefügt werden kann. Eine Gefahr für den Baum entsteht erst dann, wenn viele Tiere Jahr um Jahr an einem Baum zu leben vermögen. Leider war es in keinem der beobachteten Fälle möglich, den Zeitpunkt des Beginnes der Besiedelung, wenn auch nur ungefähr, festzulegen.

Die Anzahl der in einem Baum lebenden *E. woeberiana*-Raupen hängt nicht nur vom Zustand des Baumes, sondern auch von dessen Größe und der Dauer des Befalles ab. Bis zu 195 Falter schlüpften an einem Baum.

Die Tiere leben nicht über den ganzen Baum verstreut, sondern nur an ganz bestimmten Stellen. Es erfolgt keinerlei Bevorzugung des unteren oder oberen Stammteiles oder der Äste, einzig die Beschaffenheit der Rinde entscheidet über die Möglichkeit der Besiedelung. Hier ist es vor allem das Vorhandensein von Kallusbildungen, die den Raupen geeigneten Lebensraum bieten. Dabei legt der Schmetterling seine Eier durchaus nicht stets an den für die Raupen günstigen Stellen ab. Aber die Raupen können sich nur in ihnen zusagender Rinde entwickeln, sonst sterben sie ab. Geringe Spuren ausgestoßenen Kotes zeigen dann an, daß an solcher Stelle eine oder mehrere Raupen ihre Entwicklung begannen, ohne sie beenden zu können.

Fressen die Raupen in Wundrändern, so können sie das Zuwachsen der Wunde verhindern und sogar die Wunde vergrößern (OSTERWALDER [15]; SCHILLING [20]).

An normal wachsenden Obstbäumen entwickeln sich die Raupen vor allem in den Verwachsungszonen von Unterlage und Edelreis. Weiterhin sind die Astgabelungen und die Übergangsstelle der Wurzel in den Stamm häufiger von den Raupen besiedelt.

In Holz mit geringerem Durchmesser als 15 cm konnten keine Raupen festgestellt werden. Schädlich wurden sie nur an älteren Bäumen.

Dies wird verständlich, wenn man sich die Entstehungsweise eines *E. woeberiana*-Schadens vor Augen hält. Voraussetzung ist die dem Falter innewohnende Tendenz, seine Eier vornehmlich wieder am Brutbaum abzulegen. Ohne diese würde die Raupe kaum zu einer Gefahr werden.

Durch den Fraß der Raupen stirbt die über und zwischen den Gängen liegende Rinde ab. Es entsteht zunächst eine dickere Schicht toten Gewebes als am normalen Baum. Auf die Krone wirkt sich dies als Ringelung aus mit ihren Folgen: Stauung des Assimilatstromes, Förderung der Krone. In diesem Stadium kann an einem Baum noch keinerlei Schädigung erkannt werden. Der Fraß der Raupe geht dann in tieferen Schichten des Bastes weiter, bis die gesamte Rinde abgestorben ist (Abb. 19). Erst in diesem Be-

Abb. 19. Durch den Fraß der Raupen von *E. woeberiana* teilweise abgestorbene Rinde an einem Mandelbaum

fallstadium wird der Haushalt des Baumes gestört, vor allem die Ernährung der Wurzeln, so daß sich Schäden einstellen. Die Wüchsigkeit leidet, die Astspitzen verdorren.

Ist der Wasserhaushalt eines Baumes unter dem Normalen, können sich die Raupen dort nicht gut entwickeln. Von fünf aus anderen Gründen absterbenden Kirschbäumen in dem Kirschenstück „Böhl" fanden wir nur in einem Baum eine *E. woeberiana*-Raupe. Die Raupe ist also kein Sekundärschädling im Sinne eines Schwächeparasiten, sondern eines Wundparasiten. Auch in verwundeten Bäumen kann die Raupe ja nur leben, wenn diese Bäume kräftig genug sind, einen normalen Kalluswulst zu bilden.

Der Massenwechsel dieses Tieres muß bei jedem Baum für sich betrachtet werden, da sich der Lebensraum einer Population im wesentlichen auf einen Baum beschränkt. Bedingungen für eine Kalamität durch *Enarmonia woeberiana* sind:

1. Ein gesunder Wasserhaushalt des Baumes.
2. Wundgewebe jeder Art.

Der Standort eines Baumes innerhalb des Befallgebietes ist für die Besiedlung ohne Einfluß. Sie scheint rein zufällig vor sich zu gehen.

V. Wirtschaftliche Bedeutung und Bekämpfung

A. WIRTSCHAFTLICHE BEDEUTUNG

Verfolgt man das Auftreten des Rindenwicklers an Hand der Literatur, so zeigt sich, daß er, wenn auch nicht häufig, so doch immer wieder schädlich wurde. Seit dem Jahre 1930 wird er kaum mehr als Schädling gemeldet. Trotzdem ist er durchaus nicht selten und innerhalb seines Verbreitungsgebietes stets zu finden.

Die gesamtwirtschaftliche Bedeutung des Schädlings ist geringer. Dies ist leicht verständlich, da die Gesamtzahl der wesentlichen Wirtsbäume von

E. woeberiana, Kirsche, Pfirsich und Aprikose keine 12% des Gesamtobstbaumbestandes Westdeutschlands ausmacht und die Zahl der Mandelbäume statistisch gar nicht erwähnenswert ist. So ergibt sich aufs Ganze gesehen nur eine verhältnismäßig kleine Zahl bedrohter Bäume. Diese Bäume stehen über das ganze Verbreitungsgebiet verstreut. Es gibt in diesem Gebiet keine Gegend, in der der Rindenwickler ständig als wesentlicher Schädling auftritt.

Gemeinsam mit dem Rindenwickler kommen noch andere Holzschädlinge vor. Wir beobachteten an befallenen Bäumen: *Sesia myopiformis* Borkh., *Sesia vespiformis* L., *Cossus cossus* L.

B. BEKÄMPFUNG

Die bisher empfohlenen Bekämpfungsverfahren beruhen im wesentlichen darauf, daß die von den Raupen befallene Stelle mit Lehm, Kalk, Teer oder einer Mischung dieser Stoffe bedeckt wird.

In unseren eigenen Bekämpfungsversuchen mit chemischen Mitteln (DDT und Phosphorsäureestern) erzielten wir keine befriedigenden Erfolge.

Der Schmetterling läßt sich weder mit Licht ködern, noch mit süßen oder gärenden Flüssigkeiten. Auch mit Terpenen, die nach BLAS (1) holzzerstörende Insekten anlocken sollen, läßt er sich nicht fangen.

Als wesentlichste Maßnahme sehen wir das scharfe Abkratzen der befallenen Stellen, d. h. das Entfernen aller toten Borke an. Dies geschieht am besten um die Monatswende April-Mai. Zu diesem Zeitpunkt haben sich alle Larven des ersten starken Fluges (s. Abb. 15 und 16) schon verpuppt und ruhen nahe der Oberfläche. Sie werden zusammen mit der toten Borke entfernt. Um sie gänzlich zu vernichten, müssen die Abfälle verbrannt oder vergraben werden. Diese Maßnahme kann während des Sommers wiederholt werden.

Das völlige Bestreichen der befallenen geglätteten Stellen mit Baumteer macht nach COLLINGE (2) den Eiraupen das Einbohren unmöglich.

Eine Auflockerung der Krone oder ein Auslichten der ganzen Anlage, so daß die befallenen Stellen direkt von der Sonne beschienen werden, läßt den Befall zurückgehen. Wie wir gezeigt haben, können die Eier und die Jungräupchen unserer Art Temperaturen von 32° C und darüber nicht ertragen. Hat die Sonne die Möglichkeit, solche Temperaturen an der befallenen Stelle zu erzeugen, so wird die Entwicklung der Tiere gehemmt. Auch jede Vermeidung von Wunden erschwert die Ausbreitung des Rindenwicklers.

Natürliche Vermehrungsbeschränkungen durch Feinde und Parasiten

Aus den Zuchten von *E. woeberiana*-Raupen schlüpften an Parasiten*):

I. *Hymenoptera.*

1. *Campoplex mutabilis* Holmgr. *(Ichneumonidae; Ophioninae).*
2. *Hemiteles inimicus* Grav. *(Ichneumonidae; Cryptinae; Hemitelini).*
3. *Apanteles hoplites* Ratz. *(Braconidae; Microgastrinae).*

*) Für die Bestimmung der Parasiten sind wir den Herren Prof. Dr. H. SACHTLEBEN und Prof. Dr. W. HENNIG, Berlin-Friedrichshagen, zu großem Dank verpflichtet.

II. *Diptera.*
Leskia aurea Fall. *(Dexiidae).*

Bei *Hemiteles inimicus* handelt es sich vermutlich um einen Hyperparasiten.

Zusammenfassung

Die vorliegende Arbeit enthält Untersuchungen über Morphologie, Biologie und Bekämpfung des Rindenwicklers, *Enarmonia (Tortrix, Grapholitha, Laspeyresia) woeberiana,* Schiff.

Die bevorzugten Wirtspflanzen dieser Art sind die Prunusgewächse. Der Schmetterling kommt in ganz Europa bis Sibirien und auch in Algerien vor.

Morphologische Untersuchungen: Die durchschnittliche Länge des Körpers der Imagines beträgt 6,28 mm. Eine exakte äußerliche Unterscheidung der Geschlechter ist nur durch die äußerlichen Geschlechtsorgane möglich. Sowohl diese als auch die inneren Geschlechtsorgane von Männchen und Weibchen werden beschrieben und abgebildet.

Das Ei ist ellipsenförmig und flach und sieht den Eiern anderer Wicklerarten ähnlich.

Bei den gelblich-grünen Raupen wurden fünf Entwicklungsstadien festgestellt. Für jedes Raupenstadium werden Kopfkapselbreite, Oberflächenstruktur, Behaarung von Raupenkörper, -kopf und -beinen beschrieben und abgebildet.

Ebenso wird von der Puppe eine Beschreibung und eine Abbildung gegeben.

Biologische Untersuchungen: Der Falterflug dauerte 1952 vom 2. 5. bis 15. 8., 1953 vom 27. 4.—24. 8. In beiden Jahren war der Flug im Mai am stärksten. Es wurde nur eine Generation im Jahr beobachtet.

Die Kopula findet stets in den frühen Morgenstunden des ersten und zweiten Tages nach dem Schlüpfen statt. Die Lebensdauer der Weibchen beträgt durchschnittlich sieben, die der Männchen durchschnittlich 3 Tage.

Die Eier werden zu 80% einzeln abgelegt. Die Eiablage erfolgt im allgemeinen in einem Zuge während der Nacht oder in den frühen Morgenstunden. Die Zahl der in Zuchten abgelegten Eier schwankt zwischen 1 und 86. Die Entwicklungsdauer richtet sich nach der Temperatur. Optimal sind die Werte zwischen 16—25° C.

Die Larve verläßt das Ei durch einen Riß in der Wölbung der Eischale, kriecht kurze Zeit auf der Rinde umher und bohrt sich dann ein. Das Tier überwintert als Larve, im allgemeinen im Stadium R 4. Die Winterruhe dauert je nach Temperatur von Mitte Oktober bis Mitte März.

Der Lebensraum der Larve ist die Zone zwischen Kork und Kambium. Häufiger als im normalen Bast leben die Raupen im Wundgewebe. Eine Stockung des Assimilatstromes bei gleichzeitigem gutem Funktionieren der Wasserbahnen erleichtert der Raupe das Fortkommen. Der Fraßgang kann auch als Platz mit vorspringenden Sappen in verschiedenen Richtungen ausgebildet sein. Er folgt stets dem der Raupe zusagendsten Rindengewebe. Das Innere der Gänge ist rötlich-braun verfärbt, feucht und nicht

ausgesponnen. Während der Winterruhe sind die Gänge bisweilen innen von Gespinst überzogen.

Der Kot hängt als 1 mm bis 1 cm langer, zusammengesponnener Sack aus dem Gang heraus. Diese Kotsäckchen sind für *E. woeberiana* typisch, ein Befall ist daran sofort und eindeutig zu erkennen.

Die Puppe ruht in einem aus Gespinst und Kot gebildetem Kokon in der Nähe des Fraßortes in der Rinde. Die Puppenruhe dauert im Durchschnitt 15 Tage.

Die Einzelraupe fügt ihrem Wirtsbaum kaum Schaden zu. Erst durch den jahrelangen Fraß vieler Tiere an derselben Stelle wird die Rinde zerstört.

Die Hauptwirtsbäume von *E. woeberiana* machen knapp 12% des Gesamtobstbaumbestandes Westdeutschlands aus. Es gibt im gesamten Verbreitungsgebiet der Art kein Gebiet, in dem der Rindenwickler ständig als wesentlicher Schädling auftritt.

Weder mit Licht noch mit süßen gärenden Flüssigkeiten noch mit Terpenen lassen sich die Schmetterlinge ködern. Einem Befall wirken entgegen: Abkratzen und Verbrennen der toten Borke um die Wende April-Mai, wenn eine große Zahl von Puppen nahe der Oberfläche liegt, Glätten der Rinde; Bestreichen der befallenen geglätteten Stellen mit Baumteer; das Auslichten der Krone erlaubt das Eindringen der Sonnenstrahlen und dadurch eine Erwärmung der Befallstelle möglicherweise bis zu den Eiern und Jungräupchen nicht mehr zuträglichen Temperaturen.

Aus den Raupen von *E. woeberiana* konnten folgende Parasiten gezüchtet werden:

I. *Hymenoptera.*

1. *Campoplex mutabilis* Holmgr. *(Ichneumonidae; Ophioninae).*
2. *Hemiteles inimicus* Grav. *(Ichneumonidae; Cryptinae; Hemitelini).*
3. *Apanteles hoplites* Ratz. *(Braconidae; Microgasterinae).*

II. *Diptera.*

Leskia aurea Fall. *(Dexiidae).*

Eine chemische Bekämpfung durch Spritzung mit DDT und Phosphorsäureester-Mitteln erwies sich als nicht wirksam.

Literaturverzeichnis

1. BLAS, L., Sustancia Insectropas. Ion, **XI,** No. 116, 142—145.
2. COLLINGE, W., The cherry stem borer. J. Board Agric., London **17,** 828—830, 1911.
3. DISQUÉ, H., Verz. d. i. d. Pfalz vorkommenden Kleinschmetterlinge. 1. Aufl. Speyer, 1906.
4. ECKSTEIN, K., Die Schmetterlinge Deutschlands, 1. Aufl., **5,** 102, 1933.
5. GRIEBEL, J., Die Lepidopterenfauna d. bay. Rheinpfalz. 1. Aufl. Neustadt/Haardt, 40, 1909.
6. HEDDERGOTT, H., Der Rindenwickler. Handb. Pflanzenkrankh. 5. Aufl. Paul Parey, Berlin, **4,** 169, 1953
7. HERING, M., Der Rindenwickler. BROHMER, P., EHRMANN, P., ULMER, G., Tierwelt Mitteleuropas. Ergänzungsbd. **1,** Schmetterlinge, 1. Aufl. Leipzig, 222, 1932.

8. Hübner, J., Sammlung europäischer Schmetterlinge. Augsburg 1793—1827. Bd. Tortriciden, erschienen 1801 (VII. Horde, 6; Abb. 32).
9. Jancke, O., Die Kirschblütenmotte *(Argyresthia pruniella)* und ihr Parasit *(Ageniaspis atricollis* Dalm. Hym.). Gartenbauwiss. **6**, 347, 1932.
10. Kaltenbach J., Pflanzenfeinde aus d. Klasse d. Insekten. 1. Aufl. Stuttgart 150, 168, 193, 1874
11. Kennel, J. v., Die palaearktischen Tortriciden. Heft 54, *Zoologica*. 649, 1921.
12. Kirchner, O. v., Krankh. u. Beschädigungen unserer Kulturpfl. 3. Aufl. Stuttgart 442, 451, 483, 514, 516, 518, 538, 540, 551, 559. 1923.
13. Kollar, V. (Schmidberger, J.), Naturgesch. d. schädl. Insekten. Wien, 242—243. 1837.
14. Mazières, A. de., L'apricotier. Rev. Hortic. de l'Algiers **19**, 105—120, 1915.
15. Osterwalder, A., Der Obstbaumkrebs. Schweiz. Z. f. Obst- und Weinbau, **25**, 228—233, 241—247, 1917.
16. Reh, L., Der Rindenwickler. Handb. Pflanzenkrankh. 4. Aufl. Paul Parey, Berlin, **4**, 335—336. 1925.
17. Ritzema-Bos, J., Durch Tiere hervorgerufene Krankh. u. Beschädigungen. Meded. R. Hoogere Land, Tuin en Boschbouwsch. Wageningen **7**, 301—331, 1915, Ref. R. a. E. 741, 1915.
18. Samal, I., Grapholitha woeberiana (Schiff.), Vest. cal. Akad. zemed. **2**, 98—100. 1926, Prag, Ref. Neuh. Pflanzensch. **4**, 111. 1927, Wien.
19. Schiffermüller, J., Denis, M., Syst. Übersicht d. Schmetterl. d. Wiener Gegend. (Wiener Verz.) Wien 1776.
20. Schilling, H. v., Der Rindenwickler. Prakt. Ratg. Obst- u. Gartenb. **15**, 29—31, 44—46. 1900.
21. Sorhagen, L., Über den Rindenwickler. Berl. Ent. Z. **25**, 23—24. 1881.
22. Spuler, A., Die sog. Kleinschmetterlinge Europas. 1. Aufl. Stuttgart 290. 1913.
23. Stitz, H., Der Genitalapparat der Mikrolepidopteren. Zool. Jb., Abt. Anat. u. Ontog. **14**, 135—176, 385—434. 1900.
24. Taschenberg, E., Entomologie f. Gärtner u. Gartenfr. 1. Aufl. Leipzig 314. 1871.
25. Theobald, F. V., Insect pest of Fruit. London 188—192. 1909.

Aus dem Staatlichen Institut für Pflanzenschutz
— Pflanzenschutzamt — Freiburg i. Br.

Beiträge zur Lebensweise des Ampferblattkäfers (*Gastrophysa viridula* Deg.)

Von

Herbert Engel

Mit 14 Abbildungen

(with a summary in English)

Inhalt: A. Einleitung — B. Systematik und Verbreitung — C. Beschreibung des Käfers und seiner Stadien — 1. Käfer — 2. Ei — 3. Larve — 4. Puppe — D. Der Biotop von *G. viridula* Deg. — E. Die Lebensweise von *G. viridula* Deg. 1. Die Entwicklung von *G. viridula* Deg. — a) Erscheinen des Käfers — b) Kopulation — c) Eiablage — c 1) Legeakt — c 2) Legeplatz — c 3) Eizahl — c 4) Parthenogenese — d) Das Ei-Stadium — e) Die Larve — e 1) Zahl der Stadien — e 2) Fraß der Larve — e 3) Die Larvenpopulation — f) Die Puppe — 2. Der Käfer — a) Jungkäfer — b) Fraßbild — c) Reifefraß — d) Fraßpflanzen — e) Gewohnheiten — f) Überwinterung — g) Lebensdauer — h) Generationszahl — 3. Populationsbewegung — 4. Schadfraß — F. Bekämpfung — G. Zusammenfassung. — Literatur.

A. Einleitung

Auf dem Chinesischen Rhabarber (*Rheum palmatum* L. var. *tanguticum* Rhl.) des pharmazeutischen Betriebes „Kytta-Werk" in Alpirsbach (Schwarzwald) traten seit 1951 in zunehmendem Maße Schäden durch den Ampferblattkäfer *G. viridula* Deg. auf, so daß Bekämpfungsmaßnahmen notwendig wurden. Über den Ampferblattkäfer oder grünen Dickbauch, wie er zuweilen heißt, finden sich in der Literatur zahlreiche Angaben über seine Verbreitung sowie über sein Vorkommen auf verschiedenen nicht miteinander verwandten Pflanzenarten. Da *G. viridula* Deg. nach Lesne (17) auf dem Wege ist, sich außer den bisher bevorzugten *Rumex*-Arten auch an *Rheum*-Arten als Futterpflanzen zu gewöhnen, schien es im Hinblick auf die überall vorkommenden Kulturen von *Rheum undulatum* L. angebracht, die Gelegenheit zu benutzen, Beobachtungen und Untersuchungen über die Lebensweise und Bekämpfung dieses Schädlings anzustellen.

Für ihre freundliche Mithilfe bei den in den Jahren 1953 und 1954 durchgeführten Arbeiten danke ich bestens den Pflanzenschutztechnikern Droll und Lotz und für die hier veröffentlichten Zeichnungen der technischen Assistentin Fräulein Bohm. Besonders danke ich Herrn Professor Dr. Kotte für die zur Verfügung gestellten Aufnahmen und der Besitzerin des Kytta-Werkes, Frau Sauter, die die Untersuchungen auf ihrem Gelände ermöglichte.

B. Systematik und Verbreitung

Der Ampferblattkäfer ist nach Jolivet (11) ein typischer *Chrysomelide* und eng mit den Gattungen *Chrysomela* und *Plagiodera* verwandt.

Er gehörte bisher zur Gattung *Gastroidea* de Hope, die von Jolivet (11) aus Nomenklaturgründen mit Recht in *Gastrophysa* Chevrolat umbenannt wurde. *G. viridula* Deg. wird von Reitter als alpin bezeichnet, während Horion (9) und Franck (6) durch Angabe zahlreicher Fundorte nachweisen, daß diese Art etwa ab 1900 entlang der Flüsse in die Ebene nach Westen und Nordwesten zu vordringt. Heute ist *G. viridula* Deg. in ganz Deutschland (Lipp [19]) und darüber hinaus über ganz Mittel- und Nordeuropa bis weit nach Rußland hinein verbreitet; sie kommt dagegen nicht auf der Iberischen Halbinsel, den Balearen und auf Korsika vor. Ob es sich bei der Angabe von Wehrle (45), der *G. viridula* Deg. als Rebschädling in Arizona feststellte, um eine Verschleppung oder um eine Verwechslung handelt, muß offen bleiben, da nach Jolivet (11) in Nordamerika an Stelle von *G. viridula* Deg. die Art *G. formosa* Say vorkommt.

C. Beschreibung des Käfers und seiner Stadien

1. Käfer

Die auf den Rhabarberflächen des Kytta-Werkes geschlüpften Jungkäfer waren anfangs metallisch grün und färbten sich nach ca. 4 Wochen gold oder blaugrün aus. Die gleichen Formen wurden an *Rumex alpinus* L. auf dem Feldberg (Schwarzwald) und an *Rumex hydrolapathum* Huds. im Kinzigtal gefunden. Die Bauchseite des Käfers ist metallisch schwarz. Die Größe der Männchen (*Rheum*-Population) betrug durchschnittlich 4,5 mm und schwankte zwischen 4 bis 6 mm; die Größe der Weibchen war bei allen untersuchten Tieren 6 mm. Die Körperbreiten erreichten für die Männchen im Durchschnitt 2,2 mm (Max. = 2,5 mm; Min. = 2,0 mm) und für die Weibchen 2,5 mm (Max. = 3,0 mm; Min. = 2,3 mm). Von dem Männchen unterscheidet sich das trächtige Weibchen durch seine Größe, und vor allem durch seinen aufgetriebenen Hinterleib, der den deutschen Namen „grüner Dickbauch" verursachte. Der Umfang des Abdomens schwankte beim reifen Weibchen zwischen 12,5 und 14,5 mm, beim frisch geschlüpften Weibchen zwischen 8,5 und 9,5 mm und beim Männchen zwischen 7,0 und 8,5 mm. Nach Jolivet (11) ist der stark geschwollene Hinterleib des trächtigen Weibchens eine Eigenschaft der am meisten verbreiteten Rasse *G. viridula viridula* Deg. Die Weibchen der zwei übrigen Rassen *G. viridula pennina* Weise (grüne Form; sie ist alpin und kommt in der Schweiz und Tirol vor) und *G. viridula caucasica* (blaue, grüne, dunkelgrüne oder violette Formen; kommen im Kaukasus vor) sind ohne diese typische Anschwellung des Abdomens.

Von der Unterart *G. viridula viridula* Deg. wurden auf Grund ihrer Färbung folgende Varianten beschrieben:

a) *G. viridula viridula ab. cyanescens* Weise.
(Körper blau; Kopf und Prothorax mitunter goldigblau)

b) *G. viridula viridula ab. fulgurans* Achard.
(Flügeldecken kupferig glänzend; Kopf und Prothorax grün-goldig)

c) *G. viridula viridula ab. cyanicollis* Mader.
(Flügeldecken grün; Kopf und Thorax blau)

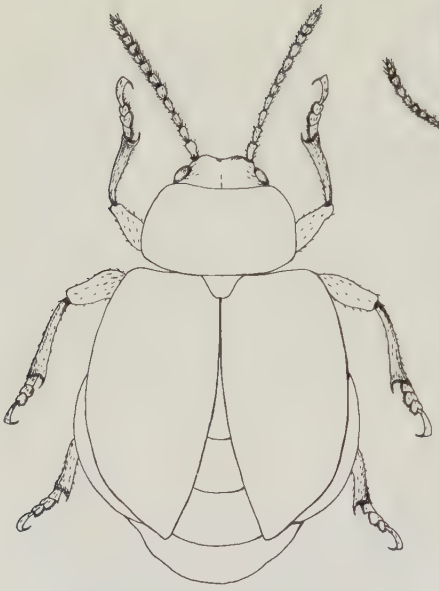


Abb. 1. *G. viridula* Deg., Weibchen, Aufsicht (10 x vergr.)

Abb. 2. *G. viridula* Deg., Weibchen, Seitenansicht (10 x vergr.)

Da die genannten Varianten innerhalb einer einzigen Population vorkommen können, ist ihre Unterscheidung wohl nur für den Sammler von Bedeutung. (Abb.: 1, 2).

2. Ei

Der Ampferblattkäfer legt seine Eier meist in Häufchen von 20 bis 45 Stück vorwiegend an die Unterseite der Blätter ab. Die Eier sind hellgelb, seidig glänzend und von einer viskösen Haut überzogen, die das Weibchen beim Legeakt zum Festkleben der Eier ausscheidet. Die Eier haben eine durchschnittliche Länge von 1,3 mm (Max. = 2 mm; Min. = 1 mm) und eine Breite von 0,5 mm. Die Eigrößen können innerhalb eines einzigen Geleges in den angegebenen Werten schwanken. Das Gelege ist allgemein von ovaler Form und nimmt einen Platz von etwa 4 mal 10 mm ein. Vor dem Schlüpfen färben sich die Eier von orange bis rostrot.

3. Larve

Die Larve von *G. viridula* Deg. häutet sich zweimal. Ihr Körper ist mit Tuberkel und Borstenreihen besetzt. Je eine größere Tuberkel befindet sich pleural am Meso- und Metathorax, während von den neun Abdominalsegmenten nur die ersten Sieben je eine Tuberkel pleural und 2 dorsal besitzen. Die auf allen Segmenten vorhandenen Borsten sind einfach oder doppelborstig und meist reihenartig verteilt. Die jeweilige Anordnung von Tuberkeln und

Abb. 3. *G. viridula* Deg., Larve 3. Stadium, Seitenansicht (10 x vergr.)

Borsten ist nach HENNIG (7) für die Unterscheidung der Chrysomeliden-Larven von Bedeutung (Abb. 3).

Der Körper frischgeschlüpfter Larven ist hell; Kopf und Beine glasig, die Borsten dagegen dunkel. In etwa 2 Stunden färben sich zuerst Kopf und Beine schwarzbraun, dann dunkelt der übrige Körper schwarz nach. Bei der ausgefärbten Larve heben sich Kopf, Vorderbrust und Tuberkeln durch ein glänzendes Schwarz ab. Verpuppungsreife Larven sind bis 8 mm lang und 2 mm breit.

4. Puppe

Die hellgelbe Puppe des Ampferblattkäfers hat eine Länge von 4 bis 5 mm und ist 2 bis 3 mm breit. Kopfschild und Abdomen sind dorsal und ventral mit Borsten besetzt (Abb. 4, 5).

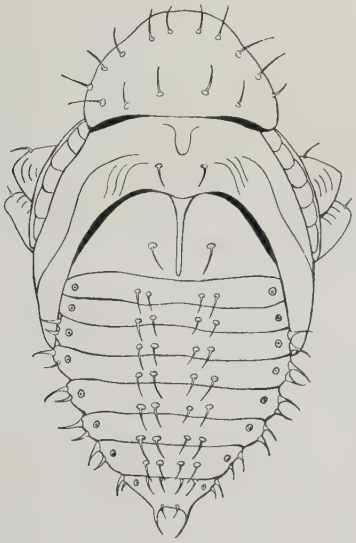


Abb. 4. *G. viridula* Deg., Puppe, Aufsicht (15 x vergr.)

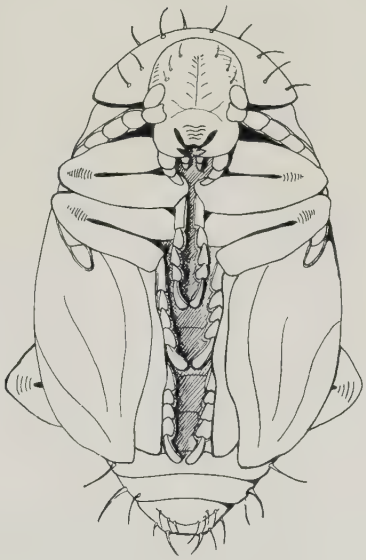


Abb. 5. *G. viridula* Deg., Puppe, ventral (15 x vergr.)

D. Der Biotop von *G. viridula* Deg.

Die Heilpflanzenkulturen des Kytta-Werks befinden sich in der Gemeinde Schenkenzell (etwa 350 m ü. M.) im Kinzigtal (Schwarzwald). Das Gelände ist in dem hier engen Flußtal von Wiesen und mit Mischwald bestandenen Höhenzügen (500 bis 600 m) umgeben. Das Kytta-Werk baut neben anderen Heilpflanzen vornehmlich *Symphytum officinale* L. und *Rheum palmatum* L. *var. tanguticum* Rhl. (Chinesischer Rhabarber) an.

Für Beobachtungen und Untersuchungen an *G. viridula* Deg. standen 3 Rhabarberflächen mit insgesamt 59,1 a zur Verfügung. Innerhalb des mit einer Fichtenhecke eingefriedigten Grundstückes lagen durch einen mit grasbestandenen Mittelweg voneinander getrennt die Flächen A = 29,2 a und B = 19,2 a. Die Fläche C = 10,7 a befand sich außerhalb des Grundstückes parallel zu A und war von dieser nur durch die Fichtenhecke und einem

Abb. 6. Lageplan

schmalen Kartoffelacker getrennt (Abb. 6).

Die hier vorliegenden Untersuchungen wurden in den Jahren 1953/54 und fast ausschließlich an der dreijährigen Kultur der Fläche A durchgeführt, die den stärksten Befall aufwies. Die übrigen Flächen trugen eine zweijährige Kultur, von denen B nesterweise und C sporadisch befallen waren.

Die auf A stehende Rhabarberkultur wurde nach *Symphytum officinale* L. (Wallwurz) angebaut. Die ihr gegenüberliegende Fläche 2 trug 1953 Erbsen und war bis 1952 mit Chinesischem Rharbarber bestellt. Der nördliche Teil dieser Fläche (schraffiert) wies 1952 erstmals starken Käferbefall auf. Von diesem Herd aus wurden die Flächen A und B befallen.

Der Chinesische Rhabarber wird aus Wurzeln oder Samen gezogen und die Stauden in Abständen von 80 mal 80 oder 100 mal 80 cm gepflanzt, so daß ein Ar meist mit 100 Pflanzen besetzt ist. Jede Staude besitzt bis zu 30 und mehr Blätter, deren größte bis zu 50 cm lang und 60 cm breit sein können. Lange, bis zu 60 cm reichende Blattstiele schaffen eine bis zu 90 cm hohe Blattzone. Die weißen oder roten Blütenstände werden gegen 2 m hoch. Die Blätter von *Rheum palmatum* L. *var. tanguticum* Rhl. sind grün bis dunkelgrün und tief geteilt. Ihre Form, Farbe und Beschaffenheit (oft ledern) sind ebenso wie die Farbe der Blütenstände in jedem Bestand verschieden und Eigenschaften dieser Art. An Wirkstoffen und im Ertrag soll der hier gebaute Chinesische Rhabarber der Art *Rheum officinale* Baill. überlegen sein.

Zwischen den Rhabarberstauden der Fläche A wuchsen als Überbleibsel früherer Kulturen oder als Unkräuter neben einigen Gräsern folgende Pflanzenarten: 1. Flußampfer — *Rumex hydrolapathum* Huds., 2. Ampferknöterich — *Polygonum lapathifolium* L., 3. Vogelmiere — *Stellaria media Dillenius*, 4. Kriechender Hahnenfuß — *Ranunculus repens* L., 5. Hirtentäschelkraut — *Capsella bursa pastoris* Moench, 6. Stiefmütterchen — *Viola tricolor* L., 7. Zaunwinde — *Convolvulus sepium* L., 8. Wallwurz — (Beinwell) — *Symphytum officinale* L., 9. Ackervergißmeinnicht — *Myosotis intermedia* Link, 10. Große Königskerze — *Verbascum thapsiforme* Schrader, 11. Spitzwegerich — *Plantago lanceolota* L.,

12. Klebkraut — *Galium aparine* L., 13. Gemeines Kreuzkraut — *Senecio vulgaris* L., 14. Ackerdistel — *Cirsium arvense Scopoli,* 15. Ackergänsedistel — *Sonchus arvensis* L.

Die hier genannten Pflanzen standen meist einzeln, seltener in Gruppen, und waren nirgends bestandsbildend.

Der Boden im Bereich der Kytta-Anlage besteht in seiner obersten Schicht bis zu 30 cm aus humosem Sand; diesem folgt eine dünne Schicht Schwemmsand, unter der 80 bis 120 cm Lehm liegen.

Klimatisch ist das Gebiet durch kühle Sommer und z. T. strenge Winter gekennzeichnet. Die Zahl der Frosttage beträgt durchschnittlich 115. Die ersten Fröste treten meist Anfang Oktober auf und setzen sich mit Unterbrechungen bis in den Mai hinein fort. Die durchschnittliche Jahrestemperatur liegt bei 8 Grad. Besonders hoch sind die Niederschläge, die im langjährigen Mittel 155 Regentage mit Niederschlagsmengen von 1800 mm erreichen. Der Vegetationsbeginn ist gegenüber der nahen Oberrheinebene (Luftlinie 50 km) um 14 Tage bis 3 Wochen verzögert. Das Gebiet wird vornehmlich waldbaulich genutzt, da die vorhandene morphologische Struktur die landwirtschaftliche Nutzung erschwert.

Im mittleren Kinzigtal wurde in der Nähe von Hausach nur eine kleine Population von *G. viridula* Deg. an *Rumex hydrolapathum* Huds. beobachtet, obwohl diese und andere *Rumex*-Arten (Hybriden?), wenn auch zerstreut, zahlreich vorhanden waren. Im Feldberg-Gebiet (Schwarzwald) dagegen konnten in 1200 bis 1300 m Höhe an *Rumex alpinus* L. mehrere Populationen festgestellt werden.

E. Die Lebensweise von *G. viridula* Deg.

1. Die Entwicklung von *G. viridula* Deg.

a) Escheinen des Käfers

Der Ampferblattkäfer verläßt sein Winterquartier je nach Witterung in der Zeit von Ende März bis Ende April. Ähnliche Beobachtungen liegen von Kawall (14) aus dem Baltikum und von Judenko (12) aus Polen vor. Die hier gemachten Feststellungen beziehen sich auf das Frühjahr 1954, da unsere Beobachtungen 1953 erst Ende Mai beginnen konnten. Die ersten Käfer wurden 1954 am 12. April (Temperatur: Min. = 0° C; Max. = + 15° C) an *Rumex hydrolapathum* Huds. bei Hausach (Kinzigtal) 28 km talwärts von Schenkenzell gefunden. Der Ampfer war mit 2—3 Käfern (Männchen und Weibchen) je Staude besetzt. Auf den Rhabarberflächen B und C des Kytta-Werkes erschienen ebenfalls an Ampfer die Käfer am 24. 4. 1954 (Temperatur: Min. = — 1°C; Max. = + 15° C). Der um diese Zeit bis zu 25 cm hohe Chinesische Rhabarber wurde dagegen erst am 26. 4. 1954 (fast auf der ganzen Fläche) besiedelt. Auf 10 Stauden konnten 31 Käfer gezählt werden, von denen 17 Männchen und 14 Weibchen waren. Die von Osborne (27) gemachte Beobachtung, wonach die Weibchen vor den Männchen erscheinen, trifft somit für unser Gebiet nicht zu. Diese ersten Käfer (Population Hausach vom 12. 4. 1954) sind auch bei Sonnenschein noch sehr träge und bewegen sich in Stunden nur 2 bis 3 cm vorwärts. Die Käfer der am 26. 4. 1954 beobachteten Rhabarberpopulation legten in sechs Stun-

den einzeln zwischen 10 bis 24 cm zurück, begannen jedoch bei + 14° C (um 14.30 Uhr) mit der Kopulation bzw. mit dem Fraß. Das um diese Zeit beobachtete Fraßbild besteht in einem leichten Abschaben der Epidermis der Blattoberseite mit Flächen von 3 × 5 mm.

Auf den Rhabarberflächen befindet sich die Masse der Käfer am 26. 4. 1954 noch im Boden (je qm bis zu 21 Käfer in 2 bis 4 cm Tiefe). Die Population je Staude nahm vom 26. 4. 1954 an täglich zu, so daß am 4. 5. 1954 je Pflanze 83 bis 116 Käfer vorhanden waren. Von 125 wahllos abgesammelten Käfern waren am 4. 5. 1954 52 Männchen und 73 Weibchen. Die Tiere (Männchen und Weibchen) verbleiben auch bei tiefen Temperaturen bis zu — 2° C auf den Futterpflanzen. An den durch die Fichtenhecke beschatteten Stellen des Rhabarberfeldes kamen die Käfer erst nach dem 1. 5. 1954 aus dem Boden. Bis zum 10. 5. 1954 haben sämtliche Käfer ihre Winterquartiere verlassen.

b) Kopulation

Die Altkäfer (überwinternde Käfer) beginnen bei sonnigem Wetter und Temperaturen um 15° C mit der Kopulation fast unmittelbar nach dem Verlassen des Winterquartieres. Die im Laufe des Sommers schlüpfenden Jungkäfer der ersten und zweiten Generation kopulieren erst nach einer Fraßzeit (Reifefraß) von 8 bis 10 Tagen. Die letzte Jungkäfergeneration, die sich zeitlich bis Mitte Oktober und einzeln bis in den November hin ausdehnt, kopuliert trotz ähnlicher Wetterbedingungen, wie sie von April bis Anfang Mai hin vorherrschen, nicht. Die letzten Kopulationen der 2. Jungkäfergeneration wurden 1953 Mitte Oktober (14. 10. 1953) beobachtet.

Das Weibchen, dessen Abdomen nach dem Schlüpfen in 6 bis 10 Tagen (Juni, Juli, August) anschwillt, sitzt vor der Kopulation meist ruhig oder läßt sich beim Annähern des Männchens abrollen. Mit dem stillsitzenden Weibchen beginnt die 20 Minuten bis 2½ Stunden dauernde Begattung sofort. Während der Kopulation kann das Weibchen fressen, größere Strecken zurücklegen und von Blattober- zu Blattunterseite wechseln, wobei der Weg oft durch enge Fraßlöcher führt, die den Abstieg des Männchen verursachen. Rivalisierende Männchen drängen den Konkurrenten mit den Fühlern trillernd oder durch gegenseitiges Überlaufen ab. Dem Weibchen gelingt es, das nach der Begattung oft noch bis zu zwei Stunden lang aufsitzende Männchen nur durch Abrollen vom Blatt oder über den Weg durch ein enges Fraßloch abzuschütteln. Kopulationen fanden meist nur auf der Blattoberseite und während der Mittagsstunden statt. Das Weibchen legt unmittelbar nach der Begattung seine Eier in ein oder zwei Gelegen ab, um danach noch am gleichen Tage oder mehrere Tage später von neuem begattet zu werden.

Nach REMAUDIÈRE (37) reicht der bei einer einzigen Kopulation abgegebene Spermenvorrat für die Befruchtung der gesamten Eiproduktion eines Weibchens aus. Bei unseren Freilandbeobachtungen wurden die Weibchen stets mehrmals kopulierend angetroffen, wobei nach jeder Begattung die Eiablage entweder sofort oder erst nach mehreren Stunden erfolgte. Von einer auf drei Rhabarberstauden ausgezählten Population befanden sich am 17. 7. 1953 folgende Käfermengen in Kopulation:

um	Käferzahl	Männchen	Weibchen	davon Pärchen
8.30h	33	21	12	3
10.30h	31	19	12	5
12.00h	32	20	12	4
13.30h	35	23	12	7
15.00h	34	23	11	5
17.00h	31	23	8	3

Die begonnene Kopulation wird oft unterbrochen und kurze Zeit danach mit einem neuen Männchen fortgesetzt. Hierfür folgende Beobachtungen am 21. 7. 1953:

	Pärchen				
	A	B	C	D	E
Beginn der Kopulation	10.30h	10.40h	10.45h	10.45h	10.45h
Ende der Kopulation	13.00h	11.50h	11.40h	13.10h	13.05h
Eigelege I von—bis	13.40—14.03h = 31 Eier	—	—	13.17—13.39h = 34 Eier	15.20—15.46h = 33 Eier
Eigelege II von—bis	14.55—15.18h = 28 Eier	—	—	—	—
Fortsetzg. d. Kopulation mit neuem Männchen	—	—	13.00h	14.25h	13.50h
Ende der Kopulation	—	—	13.25h	14.50h	14.40h

Kopulierende Pärchen werden bei jedem Wetter angetroffen. Bei Regen sitzen die Tiere nur teilweise auf der Blattunterseite.

c) Eiablage

c1) Legeakt

Vor der Eiablage scheidet das Weibchen Kot und anschließend einen zähen Schleim ab. Jedes Ei ist von einer feinen viskösen Haut überzogen, mit der es am Blatt festklebt. Die Eier werden meist in miteinander verzahnten Reihen abgelegt. Das Weibchen bewegt sich dabei mit dem vorgeschobenen Ovipositor langsam seitwärts und legt in Längsrichtung und mit Zwischenräumen von 1 bis 4 mm 3 bis 6 Eier in einer Reihe ab. Dann geht es ein wenig vor und beginnt mit der nächsten Eireihe so, daß die Eier der zweiten Reihe mit der Hälfte ihrer Längsachse in den Zwischenräumen der ersten Eireihe zu liegen

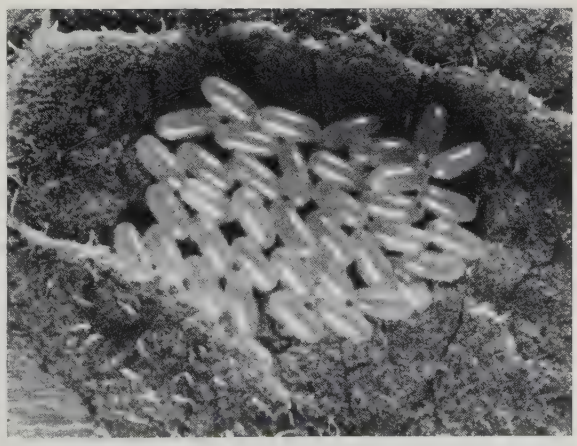


Abb. 7. *G. viridula* Deg., regelmäßiges Eigelege. Phot. Kotte

kommen (Abb. 7). Ebenso häufig wurden jedoch unregelmäßig angefertigte Gelege beobachtet, wo neben erkennbaren Eireihen mehrere Eier übereinander liegen und die Bezeichnung Eihäufchen rechtfertigen.

Die erste Jungkäfergeneration (1953) legte außer normalen Gelegen oder Eihäufchen in vielen Fällen ein Teil der Eier einzeln oder in kleinen Gruppen in der Nähe (3 bis 8 cm entfernt) des Hauptgeleges ab. Diese Unregelmäßigkeit wurde stets dann beobachtet, wenn es dem Weibchen nicht gelang, die Eier vom Ovipositor zu lösen, die an diesem bis zu fünf Stück wie eine Traube hingen. Die Ursache für dieses Verhalten dürfte darin zu suchen sein, daß infolge des regnerischen Wetters (Juni—Juli) das mit den Eiern ausgeschiedene Sekret nicht schnell genug antrocknete und bei den Legebewegungen den Ovipositor verschmierte und klebrig machte. Nach der Regenzeit und besonders bei der zweiten Generation wurde ein so zahlreiches Verschleppen der Eier nicht beobachtet.

Legende Weibchen wurden von Anfang Mai (4. 5. 1954) bis Mitte Oktober (14. 10. 1953) beobachtet. Die Legeperiode einer Käfergeneration dauert, wenn von einigen Streuungen abgesehen wird, etwa drei Wochen. Die Masse der Eier wird innerhalb dieser Zeit in 3 bis 8 Tagen abgelegt. Die Eiablage findet vornehmlich in den Mittagsstunden statt und wird durch ungünstiges Wetter wie Regen und Temperaturen unter 10° C nicht unterbrochen. Vereinzelt konnten legende Weibchen in den Morgen- und Abendstunden sowie nach Frostnächten angetroffen werden.

Bei Temperaturen um 20° C wurden für ein Gelege zwischen 20 und 40 Minuten (z. B. 28 Eier in 25'; 33 Eier in 26'; 42 Eier in 31') und bei kühlem Wetter (unter 10° C) zwischen 60 und 100 Minuten benötigt. Größere Zeiträume (2 bis 3 Stunden), wie sie REMAUDIÈRE (37) beobachtete, konnten im Freiland nur gelegentlich festgestellt werden. Für die Ablage von Ei zu Ei sind im Durchschnitt 30 bis 60 Sekunden und im ungünstigen Fall bis zu 4 Minuten erforderlich.

c2) Legeplatz

Für die Eiablage bevorzugt das Weibchen überwiegend die Blattunterseite großer und mittelgroßer Rhabarberblätter, während die Blattoberseite nur gelegentlich, Blattstiele und jüngste Blätter nur selten und Blütenstände überhaupt nicht belegt werden. Von den Altkäfern werden die im Mai sich rasch entwickelnden Jungblätter stärker belegt. Im Rhabarberbestand bleiben die graugrünen Varianten des Chinesischen Rhabarbers mit ihren lederartigen Blättern von der Eiablage verschont, während die einzeln vorkommenden Flußampferstauden mitunter belegt werden. Vereinzelte Gelege sind außerdem auf stark befressenen oder abgestorbenen Rhabarberblättern, nicht aber an anderen Pflanzenarten des Rhabarberbestandes zu finden.

Auf den Rhabarberblättern wurden bis zu 35 Gelege gezählt, meist sind jedoch je Blatt zwischen 10 und 20 Gelege vorhanden. Von 130 untersuchten Gelegen befanden sich:

126 Gelege auf der Blattunterseite
und 4 „ „ „ „ oberseite.

Als Legeplatz war für 13 dieser Gelege die Nähe der starken Mittelrippe, für 11 die Fläche zwischen einer Rippengabel und für 104 Gelege die

übrige Blattfläche gewählt worden. Die Bevorzugung eines Blatteiles wie Blattgrund, Blattrand oder Blattspitze war nirgends festzustellen.

Wie bereits erwähnt, besteht die Masse der Gelege aus einem Eihäufchen, jedoch kommen auch Gelege, die aus mehreren Eigruppen oder verstreut abgelegten Eiern bestehen, vor. An 144 aus dem Freiland eingebrachten Gelegen wurden folgende Variationen beobachtet:

60 Gelege bestanden aus 1 Eihäufchen
23 „ „ „ 2 „ } Die Häufchen liegen nur
4 „ „ „ 3 „ } wenige Millimeter von-
2 „ „ „ 4 „ } einander entfernt.
32 „ „ „ einzelnen über wenige cm² verstreut abgelegten Eiern
23 „ „ „ 1 Eihäufchen und einzelnen verstreut liegenden Eiern.

Remaudière (37) beschreibt ähnliche Beobachtungen und vermutet, daß bestimmte Weibchen stets dazu neigen, ihre Eier in Häufchen oder verstreut abzulegen. Im Freiland wurden für diese Vermutung keine Anhaltspunkte gefunden, sondern nur das Festkleben der Eier an der Legeröhre beobachtet, wodurch eine unregelmäßige Eiablage entstand.

c3) Eizahl

Das Ampferblattkäferweibchen legt während seines Lebens in 10 bis 25 Tagen etwa 100 bis 600 Eier ab, wobei die Höhe der Eizahl von der natürlichen Veranlagung des Weibchens und der jeweils herrschenden Witterung abhängig ist. An im Freiland frischgeschlüpften Weibchen wurden folgende Gelege und Eizahlen beobachtet:

Das Weibchen kann täglich ein- oder zweimal Eier ablegen und schaltet dann eine Ruhepause von ein oder mehreren Tagen ein. Die je Tag abgelegten Eier dürften, wie einzelne Doppelgelege erkennen lassen, höchstens bis zu 90 Stück betragen. Die von Remaudière (37) getroffene Feststellung, daß die Eizahl je Gelege am Anfang und am Ende der Legetätigkeit geringer ist, konnte, wie die Beispiele der obengenannten Weibchen 1 bis 6 zeigen, nicht beobachtet werden. Die je

Eizahlen je Gelege (27. 7. bis 19. 8. 53)

Gelegezahl	1. Weibchen in 3 Tag.	2. Weibchen in 6 Tag.	3. Weibchen in 11 Tag.	4. Weibchen in 16 Tag.	5. Weibchen in 15 Tag.	6. Weibchen in 22 Tag.
1	35	27	27	34	22	35
2	39	31	18	28	36	31
3	32	24	34	37	42	16
4		37	36	19	44	38
5		34	9	42	37	40
6			28	39	46	42
7			37	35	43	35
8			16	43	34	39
9			34	24	38	36
10			32	33	41	38
11			38	37	43	22
12				41	38	28
13				38	39	18
14					43	16
15						31
16						34
17						24
Summe:	106	153	319	450	546	523

Gelege gefundene Eizahl schwankt außerordentlich und wird durch schlechtes Wetter beeinträchtigt. Durch das bereits erwähnte Festkleben der Eier am Ovipositor entstehen während eines einzigen Eischubes mehrere kleine Eihaufen, die infolge ihrer räumlichen Trennung (mehrere Zentimeter voneinander entfernt) als Gelege zu betrachten sind. So wurden im Juni/Juli 1953 bei niederschlagsreichem und kühlem Wetter für die erste Jungkäfergeneration neben normalen Gelegen mit 30 bis 40 Eiern auch solche mit kleinen Eizahlen (1 bis 20) zahlreich gefunden, wogegen für die zweite Jungkäfergeneration bei etwa gleichen Temperaturen, jedoch wesentlich geringerer Feuchtigkeit fast ausschließlich Gelege mit normalen Eizahlen festgestellt werden konnten. Die je Gelege beobachteten Eizahlen schwankten zwischen 1 und 56, während einzelne Gelege mit 63 bzw. 84 Eiern als Doppelgelege anzusprechen sind. Aus dem Freiland untersuchte Gelege wiesen folgende Eizahlen auf:

Eizahl	Jungkäfergeneration I (Juni/Juli) Gelegezahl		Jungkäfergeneration II (September) Gelegezahl		Gelegezahl insgesamt	
1—10	36	33%	0	—	36	18,5%
11—20	20	18,2%	8	10,0%	28	14,8%
21—30	16	14,6%	21	26,3%	37	19,4%
31—40	27	24,3%	35	43,6%	62	32,8%
41—50	7	6,4%	14	17,6%	21	11,3%
51—60	4	3,5%	2	2,5%	6	3,2%
Summe:	**110**	**100,0%**	**80**	**100,0%**	**190**	**100,0%**

Die in der Eizahl je Gelege beobachteten Unterschiede zwischen der ersten und der zweiten Jungkäfergeneration werden durch die nebenstehende Tabelle deutlich. Am häufigsten wurden Gelege mit 37 und 38 Eiern gefunden, wodurch die Angaben von JUDENKO (12) und REMAUDIÈRE (37) bestätigt werden (Abb. 8).

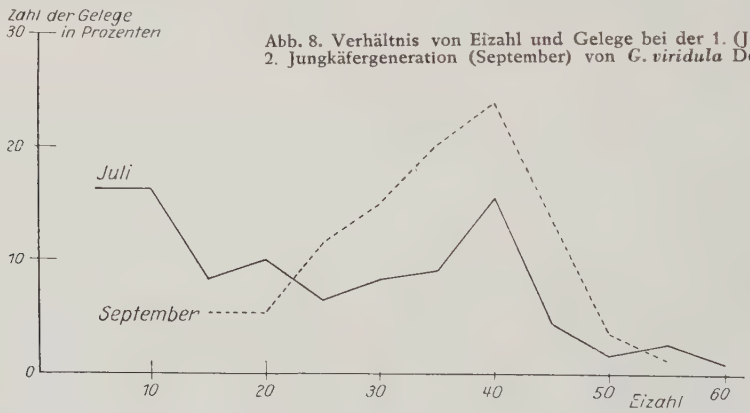


Abb. 8. Verhältnis von Eizahl und Gelege bei der 1. (Juli) und 2. Jungkäfergeneration (September) von *G. viridula* Deg. 1953

Auf der Fläche A betrug die Eizahl je Staude am Mittelweg etwa 6000, an der Fichtenhecke und anderen Plätzen war sie meist geringer.

c4) Parthenogenese

Nach OSBORNE (28) können unbefruchtete Weibchen Eier ablegen, die sich teilweise bis zur Larve oder sogar bis zur Imago entwickeln. Von 146 von OSBORNE parthenogenetisch gewonnenen Eiern schlüpften z. B. nur sechs kürzer oder länger lebende Larven, während die übrigen Eier lediglich Ansätze zur Entwicklung wie Ocellen, Mandibeln usw. zeigten oder

deformierte Larven ergaben. Die Züchtung bis zum Käfer gelang nur in zwei Fällen, wobei Osborne Weibchen erhielt, die nach einer Begattung Eier mit normaler Entwicklung ablegten. Die gleiche akzidentelle Parthenogenese beobachtete Lühmann (21) nicht nur bei *G. viridula* Deg., sondern auch bei der mit dieser verwandten Art *Plagiodera versicolor* Laich. Unbefruchtete Weibchen dieser Art legen nach Lühmann zuerst 3 bis 4 Gelege mit nicht entwicklungsfähigen Eiern ab, während sich die Eier aller weiteren Gelege bis zur Larve voll entwickeln. Die parthenogenetisch gezogenen Larven waren nicht deformiert und ergaben ohne Schwierigkeiten normale Männchen und Weibchen im Verhältnis 1 : 1.

Von unbefruchteten Weibchen gewannen Judenko (12) und Remaudière (37) ebenfalls Eier, die sich jedoch nicht entwickelten. Von mir isoliert gehaltene jungfräuliche Weibchen legten keine Eier ab und gingen in 10 bis 16 Tagen zugrunde.

Nach diesen Darstellungen ist die fakultative Parthenogenese bei *G. viridula* möglich, aber nicht generell. Im Freiland halte ich eine Jungfernzeugung für ausgeschlossen, weil jedes Weibchen von einem der zahlreich vorhandenen Männchen mit größter Wahrscheinlichkeit befruchtet wird. Dies dürfte um so mehr der Fall sein, da Männchen und Weibchen fast zur gleichen Zeit geschlechtsreif werden. Wie Lühmann (21) ferner mitteilt, verweigerte ein großer Teil der isoliert gehaltenen Weibchen nach einer gewissen Zeit die Nahrungsaufnahme und begab sich in eine Art Sommerschlaf, dem einige Wochen später zögernd Nahrungsaufnahme und geringe Eiablage folgten. Setzte man dagegen Männchen zu diesen Weibchen, wurden Nahrungsaufnahme und Geschlechtstätigkeit meist sehr schnell aufgenommen.

In manchen Gelegen der von mir beobachteten Population konnten einige nicht entwicklungsfähige Eier festgestellt werden, die sicherlich unbefruchtet waren. Solche Eier entstehen wahrscheinlich dadurch, daß sie infolge des großen Legedrangs die Gonapophysen zu schnell passieren und dabei von der Spermien nicht erfaßt werden. Bei der großen Eiproduktion des Ampferblattkäferweibchens ist das Vorkommen solcher Eier für die Gesamtpopulation jedoch unbedeutend.

d) Das Ei-Stadium

Für ihre Entwicklung brauchen die Eier je nach Witterung 5 bis 14 Tage. In dem beobachteten Rhabarberbestand wurden allgemein 7 bis 10 Tage benötigt. Die hellgelben Eier färben sich wenige Tage nach der Ablage orange bis rostrot und lassen kurz vor dem Schlüpfen die schwarzen Borsten der hellen Larve durch die Eihaut erkennen. Mit kräftigen Bewegungen von Kopf und Vorderbrust arbeitet sich die Larve in 10 bis 25 Minuten aus der Eihülle heraus und färbt sich im Laufe von 2 Stunden grau-schwarz. Das Schlüpfen eines Geleges beginnt stets von der Mitte her, wobei es den Anschein hat, als würden die Eier in derjenigen Reihenfolge schlüpfen, in der ihre Ablage erfolgte. Die am Rande des Geleges befindlichen Eier oder solche, die verstreut liegen, schlüpfen immer zuletzt und mitunter 3 bis 4 Stunden später. Die Larven eines Eihäufchens schlüpfen allgemein in 2 bis 3 Stunden, und zwar so, daß stets der Schlupfvorgang mehrerer Larven sichtbar ist (Abb. 9).

Abb. 9. Frisch geschlüpfte Larven von *G. viridula* Deg. beim Verzehren der Eihäute. Phot. Kotte

Wie bereits erwähnt, schlüpft von einigen Gelegen nur ein Teil der Eier. Hierfür seien folgende Beispiele vom Juli 1953 genannt:

Eizahl je Gelege	Larven geschlüpft		Larven nicht geschlüpft	
17	15	88%	2	12%
25	21	84%	4	16%
28	23	86%	5	14%
33	32	94%	1	6%
37	31	84%	6	16%
41	38	93%	3	7%
43	36	84%	7	16%
54	28	52%	26	48%
278	224	80,5%	54	19,5%

Die nicht schlüpfenden tauben Eier färben sich langsam braun und trocknen ein. Der Anteil nicht befruchteter Eier an der gesamten Eiproduktion ist trotz der oben gezeigten Beispiele überaus gering und dürfte nur den Bruchteil eines Prozentes ausmachen.

e) Die Larve

e1) Zahl der Stadien

Die Larve von *G. viridula* Deg. hat 3 Stadien und häutet sich zweimal. Der Häutungsvorgang dauert 20 bis 30 Minuten. Die nach der Häutung helle Larve färbt sich in etwa 1 Stunde dunkel aus. Die Larvenhäute fallen zu Boden und werden nur gelegentlich auf den Blättern gefunden. Die einzelnen Stadien lassen sich am besten an ihrer Größe, weniger aber an den vorhandenen morphologischen Merkmalen bzw. den geringen Farbunterschieden erkennen, da diese nicht augenfällig sind.

Die Entwicklung der Larve geht verhältnismäßig schnell vor sich und ist Voraussetzung für die relative hohe Generationszahl (3) des Ampferblattkäfers. Die einzelnen Larvenstadien benötigen für ihre Entwicklung folgende Zeiten:

Larve 1: vom Schlüpfen bis zur 1. Häutung	=	6 bis 8 Tage
Larve 2: von der 1. bis zur 2. Häutung	=	8 bis 11 Tage
Larve 3: von der 2. Häutung bis zum Eingraben in den Boden	=	7 bis 11 Tage
Summe	=	21 bis 30 Tage

Die im Freiland beobachtete Entwicklungszeit der Larven von 21 bis 30 Tagen verringerte sich im Labor auf 16 Tage und nach JUDENKO (12) bei 20° C sogar auf 12 Tage. In warmen Sommern wie 1947 oder 1949 dürfte eine kürzere Larvenentwicklungszeit auch im Freiland möglich sein und sich die Generationszahl dabei auf vier erhöhen.

e2) Fraß der Larve

Die Junglarven ernähren sich nach dem Schlüpfen fast ausnahmslos von den Eihäuten und bleiben als Eigemeinschaft beisammen. Wenige Stunden später verursachen sie leichten Schabefraß, der bei L_2 zum Fensterfraß und bei L_3 zum Lochfraß wird. Die Larven der Stadien II und III sitzen während ihrer ganzen Entwicklung auf den großen Rhabarberblättern, nicht aber auf den Ampferblättern platz- oder gruppenweise beisammen und skelettieren die riesigen Blätter fast vollständig, wobei z. T. nur die Rippen mit ihren zahlreichen Verästelungen übrig bleiben. Stark geschädigte Blätter welken und sterben schnell ab. Die völlige Vernichtung der großen Rhabarberblätter mit Flächeninhalten bis zu 2300 cm^2 gelingt nur sehr starken Larvenpopulationen. In solchen Fällen werden die Rippenverästelungen mitverzehrt und die starken Rippen sowie der Blattstiel angefressen. Den stärksten Fraß weisen die in mittlerer Staudenhöhe befindlichen Blätter auf. Innerhalb der Hauptbefallszone der Fläche A waren 1953 die Pflanzen zwischen 10 % und 60 % geschädigt. Kahlfraß wurde nur bei den Larven der ersten Jungkäfergeneration (Juli) auf einer Fläche von 80 m^2 beobachtet. Diese Stauden wiesen nur noch Blattfetzen und Rippen auf. Der Chinesische Rhabarber ersetzt solche Verluste jedoch in ca. vier Wochen vollständig (Abb. 10 u. 11).

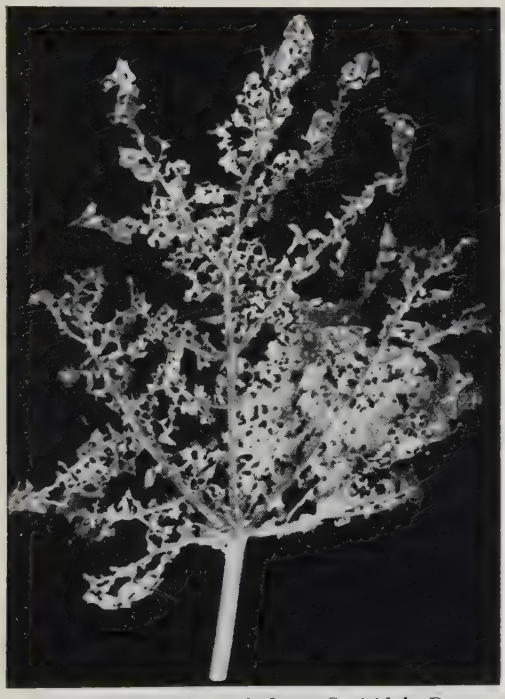


Abb. 10. Starker Larvenfraß von *G. viridula* Deg. am Chinesischen Rhabarber. Phot. Kotte

Abb. 11. Larven- und Käferfraß von *G. viridula* Deg. an Rumex spez. Phot. Kotte

Bei Futtermangel verbleiben die Junglarven L_1 und teilweise das Stadium L_2 auf ihrem Blatt bzw. ihrer Staude, während L_2 und noch mehr L_3 auf Nachbarstauden überwandern. Unter dem Einfluß des Hungers

werden die hartblättrigen und graugrünen Varianten des Chinesischen Rhabarbers befressen, und wenn im Oktober der Rhabarber allgemein abstirbt, teilweise auch die darunter stehenden grünen Blätter von *Symphytum officinale* L. angenommen. Andere Pflanzen (außer *Rumex hydrolapathum* Huds. und *Symphytum officinale* L.), die auf dem Wege zum neuen Fraßort zu überwandern sind, werden nicht befressen. Weder an *Rumex* noch an *Symphytum* wurden Totalfraß beobachtet.

Da die Masse der Larven unter den großen Rhabarberblättern sitzt, wird der Fraß durch Regenwetter nicht beeinflußt. Nur bei tiefen Temperaturen um 0 Grad im Oktober und November war die Fraßintensität entsprechend der Temperatur herabgesetzt.

e3) Die Larvenpopulation

Die Junglarven bewegen sich wenig und nehmen in 4 bis 5 Stunden nur Platzveränderungen von wenigen Millimetern vor, während die älteren Stadien, vor allem L_3, in der gleichen Zeit, wenn notwendig 50 und mehr Zentimeter überwinden können. Die Larven L_1 und L_2 sitzen am Blatt sehr fest und können nur durch stärkeres Schütteln vereinzelt zu Fall gebracht werden. Wie die unten dargestellte Populationsbewegung zeigt, müssen einige Tiere von L_1 dennoch auf Nachbarblätter oder zu Boden fallen. Am Boden liegende Junglarven gehen zugrunde. Das L_3-Stadium klammert sich beim Fraß sowie bei kühlem Wetter fest, läßt sich aber bei sonnigem Wetter durch geringste Erschütterungen fallen. Die Larven erleiden beim Fall einen Schock (Thanatose?) von 10 bis 20 Sekunden und klettern dann auf die Pflanze zurück. Meist fallen die Larven auf ein unteres Blatt und lassen sich von dort abrollen. Genau so verhalten sich die Tiere, wenn sie sich zur Verpuppung begeben.

Einige Larven des III. Stadiums führen kurz vor der Verpuppung ohne ersichtliche Gründe krampfartige Bewegungen durch, wobei aus den großen seitlich gelegenen Tuberkeln ein gelbliches Sekret austritt, das beim Strecken der Tiere sofort wieder verschwindet.

Die stärksten Larvenpopulationen wurden 1953 entlang des Mittelweges beobachtet. Die befallenen Stauden waren stets von Käfern und Larven, niemals aber von Larven allein bewohnt. In dieser Befallszone hatten die Stauden im Juli einen Besatz von 2000 bis 4000 Larven der 1. Jungkäfergeneration und im September am gleichen Platz nur 700 bis 1500 Larven der 2. Jungkäfergeneration. Auf einer großen Staude mit 52 Blättern wurden am 24. 7. 53 4009 Larven gezählt, von denen 465 auf der Blattoberseite und 3544 auf der Blattunterseite saßen. Sieben untere Blätter, die vertrocknet waren, hatten keinen Befall. Die Population bestand aus Larven der Stadien L_1 bis L_3 und war auf der Staude wie folgt verteilt:

auf	26	Blättern befanden sich	1 bis 30	Larven
auf	4	Blättern befanden sich	40 bis 100	Larven
auf	13	Blättern befanden sich	100 bis 300	Larven
auf	2	Blättern befanden sich	über 500	Larven

Der Höchstbesatz betrug auf einer Blattoberseite 102, auf einer Blattunterseite 454 und auf einem Blatt insgesamt 549 Larven. Obwohl die Zahl der auf dieser Staude vorhandenen Larven relativ groß scheint, so zeigt sie

dennoch, wenn für die Berechnung der möglichen Population von den darauf abgelegten Eiern ausgegangen wird, eine starke Reduktion. Unter Berücksichtigung ungünstigster Verhältnisse müßte eine so große Staude auf mindestens 20 Blättern mit je 15 Gelegen zu 20 Eiern mit 6000 Larven besetzt sein. Wird von dieser Summe ein hoher Prozentsatz verpuppungsreifer Larven in Abzug gebracht, so bliebe die Population noch immer ca. 5000 Larven stark. Der geringe Larvenbesatz einzelner Blätter, der kaum noch die Höhe eines einzigen Geleges ausmacht, und das Vorhandensein stärkerer Fraßschäden deuten jedoch auf eine ehemals wesentlich größere und inzwischen stark verminderte Larvenpopulation hin.

Von den Faktoren, die die Larvenpopulation ununterbrochen reduzieren, konnten nur einige festgestellt werden, da die großen Rhabarberblätter eine direkte Beobachtung der Blattunterseite meist verhinderten. Die größten Verluste erlitten die Larvenstadien L_1 und L_2 durch Räuber wie:

Coleoptera	:	*Coccinella 7-punctata* L.	(Larve)
Coleoptera	:	*Coccinella bipunctata* L.	(Larve)
Heteroptera	:	*Nabis myrmecoides* Costa	(Imago und Larve)
Neuroptera	:	*Chrysopa vulgaris* L.	(Larven)
Diptera	:	*Syrphiden* spez.	(Larven)

Von diesen bei der Vernichtung von Larven beobachteten Räubern sind die *Coccinelliden-* und *Syrphiden*-Larven die bedeutendsten, weil ihr Futterbedarf groß und ihr Vorkommen zahlreich ist. Die Larven dieser Arten, die sich in dem Rhabarberbestand vornehmlich von Blattläusen nähren, können je Tag zehn und mehr Larven von *G. viridula* Deg. verzehren. Die Wanze *Nabis myrmecoides* Costa dagegen wurde trotz ihres nicht geringen Vorkommens nur gelegentlich beim Aussaugen von Larven angetroffen. Inwieweit die im Rhabarberbestand vorhandenen Krabbenspinnen *(Thomisidae)* als Räuber und die beobachteten *Ichneumoniden* als Parasiten Bedeutung haben, bleibt unklar, da es bei keiner Generation gelang, aus eingesammelten Larven Parasiten zu züchten. Judenko (12) konnte aus Larven in 3 Fällen die Tachinide *Meigenia floralis* Fall. erhalten. Nach Jolivet (11) sind aus der Literatur für die Larven von *G. viridula* Deg. folgende Räuber und Parasiten bekannt:

1. Räuber

   Saprinus virescens Payk. *(Col. Histeridae)*

2. Parasiten

   Microbracon fuscipennis Wesm. *(Hym. Braconidae)*
   Microbracon guttiger Wesm. *(Hym. Braconidae)*
   Pteromalus mandibularis Först. *(Hym. Pteromalideae)*
   Meigenia floralis Fall. *(Dipt. Tachinidae)*
   Meigenia mutabilis Fall. *(Dipt. Tachinidae)*
   Meigenia bisignata Meig. *(Dipt. Tachinidae)*

Von Wetterfaktoren wie Regen und kühle Temperaturen um 10° C wird die Larvenpopulation nur unwesentlich beeinflußt, weil diese die Entwicklung zwar verlangsamen, aber nicht unmöglich machen. Lediglich bei den Larven der 3. Jungkäfergeneration oder Nachzüglern der 2. Jungkäfergeneration (Fichtenhecke) konnten Verluste infolge Futtermangel und Vor-

handensein von Schlechtwetter festgestellt werden. Die bereits bei der Beschreibung der Eientwicklung erwähnte Tatsache, daß ein Teil der abgelegten Eier nicht schlüpft, verursacht, soweit beobachtet wurde, für die Gesamtpopulation nur geringe Ausfälle. Größere Verluste müssen dadurch entstehen, daß die Larven L_1 und L_2 z. B. bei Hackarbeiten, Störung beim Fraß durch Artgenossen oder fremde Arten ihren Halt am Blatt verlieren und vom Boden aus nicht mehr in der Lage sind aufzubaumen. Obwohl gerade die Junglarven nur bei starker Erschütterung zu Boden fallen, muß dennoch vermutet werden, daß unter gewissen Umständen ein Teil der Larven auf diese Weise vernichtet wird, da die gemachten Beobachtungen andere Faktoren ausschließen.

Die Verminderung einer Junglarvenpopulation zeigt folgendes Beispiel (23.—29. 7. 53):

Geschlüpfte Larven	Nach x Tagen sind noch vorhanden:						
	1 Tag	3 Tagen	5 Tagen	7 Tagen	in %	Verlust	in %
28	28	25	20	12	43	16	57
32	32	29	21	15	47	17	53
21	20	19	14	12	55	9	45
41	41	38	33	24	59	17	41
122	121	111	88	63	204	59	196
Vorhanden 100%	99%	90%	72%	51%	D		D =
Verlust 0%	1%	10%	28%	49%	51%		49%

Die hier beobachteten Populationen verloren innerhalb von 7 Tagen und somit bis zur ersten Häutung zwischen 40 und 60 % ihres Bestandes. Dieser Verlust scheint hoch, stellt jedoch erst die Hälfte derjenigen Verminderung dar, die zur Vermeidung einer Überbevölkerung erforderlich ist.

Die Mortalitätsfaktoren, die den Ablauf der Larvenpopulation bestimmen, mögen insgesamt noch zahlreicher sein und vielfach stärker oder schwächer wirken, als hier beobachtet oder vermutet werden konnte. Die Einwirkung dieser Faktoren auf die Einzelpopulation läßt sich bei einem Jahreszyklus mit 4 Käfergenerationen, wie ihn *G. viridula* Deg. besitzt, auch dann schlecht schätzen oder berechnen, wenn die Moralitätsfaktoren besser als hier bekannt sind.

Die Larven des Ampferblattkäfers wurden nach Mitteilung des Gärtners (Kytta-Werk) im Freiland von Mitte Mai (12. 5. 53) bis Mitte November (21. 11. 53) angetroffen. Nach Abernten des Rhabarberfeldes (20. 10. 53) starben die großen Blätter in wenigen Tagen ab und mit ihnen gingen die Stadien L_1 und L_2 zugrunde, während das Stadium L_3 an den Blattstielen oder aber auf benachbarten Ampfer- oder Beinwellstauden neue Nahrung fand. Die ab 30. 10. 53 täglich vorhandenen Nachttemperaturen unter 0° C (—2° bis —3° C) verbunden mit zunehmendem Futtermangel brachten das Ende der Larvengeneration. Verpuppungsreife Larven wanderten in den Boden und gingen dort zugrunde, während die letzten Larven an Ampfer und Beinwell am 21. 11. 53 an den Blättern festgekrallt tot aufgefunden wurden.

f) Die Puppe

Die verpuppungsreife Altlarve, die einzeln, wie schon erwähnt, aus den seitlichen Tuberkeln ein gelbes Sekret ausscheidet, frißt in den letzten 2 Tagen wenig oder gar nicht und läßt sich vom Blatt abfallen. Die Masse der Larven gräbt sich im engsten Bereich der Rhabarberstaude in 35 bis 40 Minuten ein und hat etwa nach 1½ Stunden 2 bis 5 cm Tiefe erreicht. Einige Larven legen bis zum Verpuppungsort 5 bis 6 m zurück. Durch rhythmische Bewegungen des ganzen Körpers entsteht eine Puppenwiege von 5 bis 6 mm Länge und 2 bis 3 mm Breite, deren Wand durch Speichel befestigt wird. Nach 4 bis 6 Tagen schlüpft die Puppe, die nach Osborne (29) in 6 bis 12 Minuten die Larvenhaut verlassen hat. Die Puppenruhe dauert 6 bis 9 Tage. Die meisten Puppen liegen 2 bis 5 cm tief (ventral) im Boden. Einzelne Larven verpuppten sich, wenn der Boden hart war, auf der Oberfläche. Unter den Rhabarberstauden konnten je nach Befallsgrad 50 bis 200 Puppen gefunden werden. Einige Puppen waren noch bis zum 9. 11. 53 vorhanden. Sie schlüpften nicht mehr und gingen sämtlich durch Verjauchung zugrunde.

Die Puppen der ersten und zweiten Jungkäfergeneration waren von der Tachinide *Meigenia floralis* Fall. bis zu 10% parasitiert. In den meisten Puppen befanden sich entweder eine größere oder 2 bis 3 kleinere Tachinenlarven mit folgenden Größen:

Länge	Breite
7 mm	1,5 mm
3,5 mm	1,0 mm
3,0 mm	0,5 mm
1,5 mm	0,3 mm

Die Parasiten schlüpfen vorwiegend aus der Puppe und teilweise aus den noch nicht ausgereiften Käfern.

Meigenia floralis Fall. ist als Hauptparasit von *G. viridula* Deg. bekannt. Die Fliege lebt nach Baer (2) auf Blütendolden und belegt den Wirt oft mit zahlreichen (bis zu 23) Eiern, von denen sich jedoch stets nur eine Larve voll entwickelt. Die von mir in den Puppen gefundenen zweiten und dritten Larven gehen somit zugrunde. Diese Tatsache bestätigen die unter den Rhabarberstauden ausgegrabenen (bis zu 20 Stück je qm) Tönnchenpuppen, die alle etwa die gleiche Größe aufwiesen. Aus den Larven, wie es Judenko (12) beobachtete, schlüpften keine Tachinen.

2. Der Käfer

a) Jungkäfer

Der frischgeschlüpfte Käfer verbleibt 2 bis 3 Tage in der Puppenwiege und gräbt sich dann, von den Mandibeln unterstützt, aus dem Boden heraus. Die Futterpflanze wird noch am gleichen Tage erklettert und befressen. Männchen und Weibchen schlüpfen um die gleiche Zeit, jedoch ist dabei mitunter das eine oder andere Geschlecht vorherrschend. Ein ausschließliches Schlüpfen der Männchen vor den Weibchen oder umgekehrt konnte bei keiner Generation beobachtet werden. Die Masse der Käfer jeder Generation schlüpft innerhalb von 8 Tagen. Die Jungkäfer unterscheiden

sich von den Altkäfern durch ihre metallisch hellgrüne Färbung, die sich im Laufe von 3 bis 4 Wochen in ein Gold oder Blaugrün ändert. Das langsam anschwellende, anfangs helle Abdomen des Weibchens färbt sich innerhalb von 8 Tagen über hellbraun nach schwarz. Die Jungkäfer sitzen nach dem Schlüpfen fast ausschließlich fressend auf den Blattoberseiten und sind gegen Störungen wie Blatterschütterungen weniger empfindlich als ältere Käfer. Bei sonnigem Wetter können die Jungkäfer (Männchen und Weibchen) um die Mittagszeit kurze Strecken von 3 bis 10 m oder auf und davon fliegen. Weibchen mit dickem Abdomen wurden nie fliegend beobachtet. Männchen und Weibchen schlüpfen im Verhältnis 1 : 1. Für die Feststellung des Geschlechtsverhältnisses wurden auf den Hauptbefallsplätzen der Fläche A am Mittelweg und an der Fichtenhecke auf je 2 qm Auszählungen vorgenommen, die folgende Verhältniszahlen ergaben:

	Datum	Käfer	Männchen	Weibchen	Männchen : Weibchen
Mittelweg	17. 7. 53	196	129	67	1 : 0,52
	28. 7. 53	110	74	36	1 : 0,49
	4. 8. 53	58	35	23	1 : 0,66
		364	238	126	1 : 0,53
Fichtenhecke	7. 8. 53	61	27	34	1 : 1,25
	19. 8. 53	113	49	64	1 : 1,30
	25. 8. 53	72	32	40	1 : 1,25
	28. 8. 53	54	25	29	1 : 1,16
	1. 9. 53	26	12	14	1 : 1,16
		326	145	181	1 : 1,24
Mittelweg und Fichtenhecke		690	383	307	1 : 0,87

Die hier auf kleinstem Raum (Entfernung ca. 15 m) beobachteten Unterschiede des Geschlechtsverhältnisses sind erstaunlich groß und vorwiegend in der größeren Aktivität der Männchen begründet, die den besonnten Mittelweg dem von der Fichtenhecke stark beschatteten Fraßplatz vorziehen, während die weniger beweglichen Weibchen auf ihrem Brutplatz verbleiben. Die Zahl der Männchen ist durch dieses fortwährende Überwandern am Mittelweg stets größer. Diese Tatsache führt dazu, daß die am Mittelweg im Juli ausklingende erste Jungkäfergeneration durch Zuwanderung mehr Männchen als Weibchen besitzt, wogegen umgekehrt die etwa 14 Tage später erscheinende erste Jungkäfergeneration an der Fichtenhecke durch Abwanderung Männchen verliert und so ein Übergewicht an Weibchen vorhanden ist. Die Populationsstärke der einzelnen Befallszonen der Fläche A wurde durch das unterschiedliche Geschlechtsverhältnis nicht beeinflußt.

b) Fraßbild

Der Ampferblattkäfer verursacht an *Rheum palmatum var. tanguticum* Rhl. Lochfraß und bevorzugt auf den großen Blättern dafür besonders die Blattmitte und die Blattspitze, weniger den Blattgrund. Die Fraßlöcher sind allgemein 3 mal 5 mm groß und werden in ihrem Ausmaß meist von den feinen Rippenverästelungen bestimmt, die der Käfer beim Fraß ausspart. Am Chinesischen Rhabarber und ebenso beim Ampfer werden von *G. viridula* Deg. alle einschließlich der frisch ausgetriebenen Blätter befressen, die Blattstiele und Rippen jedoch stets gemieden. Der Fraß erfolgt von der Blattoberseite und wird lediglich im Anschluß an die Eiablage von der Unterseite her geführt. Die Hauptfraßzeit liegt um die Mittagszeit. An den großen Rhabarberblättern entsteht durch den Käfer nirgends

Kahlfraß, da 1 bis 12 und mehr Käfer je Blatt dort nur vorübergehend fressen und die Populationszahl je Blatt sich laufend ändert. Bei Regen oder kühler Temperatur läßt die Fraßintensität erheblich nach. Der von den Käfern je Blatt verursachte Schaden beträgt im Durchschnitt 15 %. Die innerhalb des Bestandes vorkommenden graugrünen Varianten des chinesischen Rhabarbers werden nicht wie bei den Larven in der Not, sondern beim Überwandern solcher Stauden vereinzelt angenommen.

c) Reifefraß

Die erste und zweite Jungkäfergeneration unterscheiden sich in ihrer Fraßtätigkeit deutlich von der dritten. Während die erste und zweite Generation verhältnismäßig wenig Nahrung zu sich nehmen, ist der Fraß der dritten ungewöhnlich groß. Die Rhabarberstauden zeigen um diese Zeit (Ende September—Oktober) neben dem starken Fraß der Larven einen auffälligen Fraß der Käfer. Diese unterschiedliche Fraßstärke der einzelnen Generationen läßt sich nur so erklären, daß die Käfer der ersten und zweiten Generation, die noch im gleichen Jahr ihr Leben beenden, trotz ihrer Kräfte verzehrenden Aktivität (Kopulation und Eiablage) wesentlich weniger Aufbaustoffe notwendig haben als die überwinternde dritte Generation. Der starke Fraß der letzten Jungkäfergeneration vor der Diapause muß zu einem Teil als Reifefraß aufgefaßt werden, der für die erste und zweite Generation nicht erforderlich ist. Der überwinternde Käfer benötigt diese Reserven, um im Frühjahr vielleicht vorhandenen Futtermangel zu überwinden bzw. sofort mit der Fortpflanzung beginnen zu können, während die Jungkäfer der übrigen Generationen ihre Energieverluste während des Sommers laufend auszugleichen vermögen. Hier liegen dieselben Verhältnisse vor, wie bei dem verwandten Kartoffelkäfer *(Leptinotarsa decemlineata* Say), dessen zweite oder z. T. dritte Jungkäfergeneration vor der Diapause ebenfalls starken Fraß verursacht.

d) Fraßpflanzen

Für die Käfer und Larven von *G. viridula* Deg. können an Hand der vorhandenen Literatur nach Judenko (12), Jolivet (11) u. a. sowie nach eigenen Beobachtungen folgende Futterpflanzen genannt werden:

1. *Polygonaceae: Rumex acetosa* L., *Rumex acetosella* L., *Rumex alpinus* L., *Rumex aquaticus* L., *Rumex arifolius* All., *Rumex conglomeratus* Murr., *Rumex hydrolapathum* Huds., *Rumex maritimus* L., *Rumex patientia* L., *Rumex obtusifolius* L., *Rumex scutatus* L., *Oxyria digyna* Hill., *Polygonum amphibium* L., *Polygonum aviculare* L., *Polygonum lapathifolium* L., *Polygonum persicaria* L., *Fagopyrum spec., Rheum compactum* L., *Rheum officinale* Baill., *Rheum palmatum* L., *Rheum rhaponticum* L., *Rheum undulatum* L.
2. *Chenopodiaceae: Beta vulgaris var. cicla* L.
3. *Cruciferа: Brassica oleracea* L., *Brassica rapa rapifera* Metzger., *Cochlearia armoracia* L., *Raphanus sativus* L., *Nasturtium* spec.
4. *Papilionaceae: Lathyrus sylvestris* L., *Phaseolus spec., Vicia faba* L.
5. *Geraniaceae: Trapaeolum majus* L.
6. *Violaceae: Viola spec., Viola tricolor* L.

7. *Vitaceae: Vitis vinifera* L.
8. *Borraginaceae: Symphytum officinale* L.
9. *Solanaceae: Solanum tuberosum* L.
10. *Umbelliferae: Heracleum sphondylium* L.

Die Zahl der von *G. viridula* Deg. und seinen Larven befressenen Pflanzenfamilien und -arten ließe sich, wenn alle Beobachtungen bekannt wären, sicherlich noch fortsetzen. JOLIVET (11) bezeichnet einen Teil dieser Angaben als falsch und hält lediglich die Polygonaceen für die eigentlichen Futterpflanzen des Ampferblattkäfers. Dieses Urteil muß, wie meine Beobachtungen des Larvenfraßes an *Symphytum officinale* L. zeigen, dahingehend abgeändert werden, daß, wenn von den Polygonaceen abgesehen wird, die hier genannten Pflanzenarten nur gelegentlich oder nur bei Futtermangel befressen werden. Die meisten der erwähnten Pflanzenarten sind bisher weder für die Verbreitung noch für die Populationsentwicklung von *G. viridula* Deg. von Bedeutung, jedoch läßt der vorhandene Artenreichtum darauf schließen, daß der Ampferblattkäfer über eine beträchtliche ökologische Breite verfügt, die, phytopathologisch gesehen, eine Tages gefährlich werden kann.

Als primäre Futterpflanzen sind für *G. viridula* Deg. nur die Rumexarten anzusehen, die ohne Unterschied von Käfern und Larven befressen werden. Auf den übrigen Arten der Polygonaceen können der Ampferblattkäfer und seine Larven, wie KOZHANCHIKOV (Zit. n. JOLIVET, 11) zeigte, ihre Entwicklung nur auf einigen Arten ohne Schwierigkeiten beenden. Für den chinesischen Rhabarber gelten, wie bereits mehrfach betont wurde, in bezug auf die graugrünen Varianten ähnliche Verhältnisse. Um festzustellen, inwieweit die Speiserhabarbersorten von *G. viridula* Deg. geschädigt werden, wurden um Freiburg und nördlich des Kaiserstuhls insgesamt 3,8 ha Rheumkulturen auf Befall untersucht. Obwohl in diesen Kulturen überall Ampferstauden (vorwiegend *Rumex acetosa* L.) vorkamen, wurde der Ampferblattkäfer nirgends angetroffen. In einem Vorgarten von Freiburg-Zähringen dagegen war der als Zierpflanze angebaute *Rheum palmatum* L. *var. tanguticum* Rhl. von *G. viridula* Deg. stark befallen, während der 2 m entfernte Speiserhabarber ebenfalls unbewohnt war. Der Besitzer dieses Gartens erklärte, daß der Chinesische Rhabarber jedes Jahr, der Speiserhabarber jedoch nie Schadfraß hatte. Auf den unterschiedlichen Befall der Rhabarberarten durch *G. viridula* Deg. weist besonders MÜHLE (24) hin, dessen Rheumarten aus dem Hindukusch nur schwachen Befall zeigten.

Wenn auch der Ampferblattkäfer sich auf *Rheum palmatum* L. *var. tanguticum* Rhl. stark vermehren kann, so glaube ich dennoch, daß der im Kytta-Werk beobachtete Befall vom Ampfer ausging. Der Käfer ist wahrscheinlich von den am Kinzigufer stehenden *Rumex hydrolapathum* Huds. auf den im Rhabarberbestand stehenden Ampfer und von dort auf den Chinesischen Rhabarber übergewandert. Die an dieser Kultur beobachtete Massenvermehrung beweist die Vorliebe des Ampferblattkäfers für diese Rhabarberart und läßt es verständlich erscheinen, wenn LESNE (17) die Ansicht vertritt, *G. viridula* Deg. wäre auf dem Wege, sich an die Rheumarten zu gewöhnen. Für die in unserem Gebiet angebauten Speiserhabarberarten dürfte der Ampferblattkäfer vorerst keine Gefahr bedeuten. In Dänemark

trat *G. viridula* Deg. an *Rheum rhaponticum* L. als Schädling mehrmals sporadisch auf. (Briefl. Mitteilung von Bovien.)

e) Gewohnheiten

G. viridula Deg. bevorzugt als Aufenthaltsort vornehmlich die Oberseite der mittelgroßen Rhabarberblätter, während die Blattunterseite sowie die kleineren Blätter nur gelegentlich besetzt werden. Nach dem Schlüpfen sitzen die Käfer zumeist für einige Stunden ruhig oder fressend, bis ihre Tätigkeit mit Beginn der Kopulation die größte Aktivität erreicht. Die Männchen legen hierbei, ohne die Staude verlassen zu müssen, täglich zwischen 2 bis 5, die Weibchen bis zu 3 m Entfernungen zurück. Die Wegstrecken der dritten Jungkäfergeneration sind dagegen gering, jedoch wandern sie zur Erreichung des Winterquartiers oft mehr als 10 m. Bei Regenwetter drücken sich alle Käfer mit dem Abdomen fest an die Blattunterseite und lassen sich in dieser Lage auch bei starken Erschütterungen kaum fallen. Bei Sonnenschein sind die Käfer gegen Störungen empfindlich und rollen über den Blattgrund ab. Am Boden stellen sich die Tiere für 10 bis 40 Sekunden tot (Thanatose) und erklettern in 3 bis 4 Minuten die Pflanze.

Der Ampferblattkäfer verbleibt während seines Lebens auf seinem Fraßplatz und wandert nur auf die benachbart liegenden Stauden über und zurück. Wie groß die Ortstreue des Ampferblattkäfers ist, zeigt, daß die in allernächster Nähe liegenden und nur durch den Mittelweg bzw. die Fichtenhecke voneinander getrennten Rhabarberflächen B und C praktisch ohne Befall blieben. Die Tiere fliegen nur als Altkäfer nach der Überwinterung oder vereinzelt als Jungkäfer. Da in zahlreichen Beobachtungen nur geringe Flugtätigkeit und nur sehr selten Abflug festgestellt werden konnten, wird es im Hinblick auf die erwähnte Ortstreue verständlich, daß *G. viridula* Deg. trotz seiner Veranlagung zur Übervermehrung und der dafür überall vorhandenen Futtermengen nur gering vorhanden ist. So wurden entlang der Kinzig oder auf den benachbarten Wiesen über Kilometer hinweg zwar überall Ampferstauden, aber nirgends der Ampferblattkäfer gefunden. Wie *G. viridula* dennoch zu dem in den letzten 50 Jahren beobachteten Verbreitungsgebiet kam, bleibt bei der hier beobachteten Ortstreue unklar, es sei denn, daß der Käfer in klimatisch günstigeren Jahren, wie 1947 usw. mehr wandert als in dem kalten und nassen Sommer 1953. Die Käfer wurden sowohl an Ampfer wie an Rhabarber stets zu mehreren auf einer Pflanze bzw. bis zu 35 Stück auf einem Rhabarberblatt angetroffen.

f) Überwinterung

Die dritte Jungkäfergeneration begibt sich ab Anfang Oktober einzeln und ab 20. 10. 53 in Massen in die Winterquartiere. Die Käfer laufen vorher meist mehrere Tage unruhig umher und graben sich dann in ca. 3 bis 20 Minuten ein. Die Winterquartiere liegen fast ausschließlich im engsten Bereich der Futterpflanzen. Wie massiert die Käfer unter den Rhabarberstauden überwintern, wurde beim Auspflügen der Rhizome deutlich, wobei die Käfer an den Staudenplätzen stets in Häufchen gefunden wurden. Durch die im Oktober einsetzende Futterknappheit (Vertrocknen der Blätter) und besonders nach dem Abernten (25. 10. 53) des Rhabarbers legten einige Käfer Strecken von mehr als 10 m zurück und bezogen ihre Winterlager außer-

halb des Feldes. Die Käfer liegen mit angewinkelten Beinen ventral in 3 bis 8 cm Tiefe, einzeln bis zu 30 cm, zwischen den Erdkrumen. Trächtige Weibchen wurden in keinem Winterlager angetroffen. Bei Nachgrabungen wurden am 30. 10. 53 je qm gefunden:

an der Fichtenhecke	=	2 bis 3 Käfer je qm
am Wegrand	=	3 bis 6 Käfer je qm
außerhalb des Feldes . . .	=	1 bis 2 Käfer je qm und 2 Puppen
an stark befressenen Stellen .	=	20 bis 35 Käfer je qm

Da die zweite Jungkäfergeneration an der beschatteten Fichtenhecke z. T. bis in den Oktober hinein schlüpfte, ist anzunehmen, daß auch diese Tiere einzeln mit in die Überwinterung gingen. Die gefundenen Puppen schlüpften nicht mehr und gingen durch Verjauchung zugrunde.

g) Lebensdauer

Die Käfer haben allgemein eine Lebensdauer von ca. 30 Tagen, einzeln bis zu 90 Tagen. Die Männchen sterben meist einige Tage früher als die Weibchen. Tote Käfer wurden am Boden nur selten gefunden; im Boden dagegen bleiben meist die Flügeldecken erhalten. Ob die in der obersten Bodenschicht aufgefundenen Elytren verstorbenen Altkäfern oder von Tachinenlarven vernichteten Jungkäfern gehören, muß offen bleiben. Vereinzelt wurden am Grunde der Blattstiele Flügeldecken beobachtet, die sowohl verstorbenen als auch von Räubern vernichteten Käfern angehören können.

h) Generationszahl

Auf dem Chinesischen Rhabarber des Kytta-Werkes wurden 1953 für den Ampferblattkäfer drei Generationen festgestellt. Die gleiche Anzahl von Generationen fand JUDENKO (12), während REMAUDIÈRE (37) im Zuchtversuch fünf erhielt und BOGDANOW-KATKOW (nach Angaben von JUDENKO, 12) in Nordrußland nur 2 Generationen beobachtete. In Gebieten mit besonders günstigen klimatischen Verhältnissen, wie in Südfrankreich oder in der Oberrheinebene in Jahren wie 1947 und 1949 halte ich im Freiland die Entwicklung einer vierten Generation für möglich, zumal die letzte Generation bis weit in den November hin vorkommen kann und um diese Zeit noch ausreichend Nahrung an Rumexarten findet. Nach den wenigen am Feldberg (Schwarzwald) in ca. 1300 m Höhe gemachten Beobachtungen lassen sich dort nur 2 Generationen nachweisen. Die einzelnen Generationen sind im Freiland unschwer als solche zu erkennen. Verzahnungen von zwei Generationen treten zwar jederzeit auf, jedoch dominiert das jeweilige Entwicklungsstadium der gerade vorhandenen Generation so stark, daß Verwechslungen kaum vorkommen.

Die Generationsentwicklung wurde an den Populationen „Mittelweg" (stark besonnte Fläche) und „Fichtenhecke" (durch die Hecke beschattete Fläche) beobachtet. Durch die Schattenlage bedingt ist die Population „Fichtenhecke" um ca. 14 Tage später als die Population „Mittelweg". Um die Generation mit ihren Stadien besonders deutlich herausstellen zu können, wurden in der folgenden Tabelle diejenigen Zeiten angegeben, in denen das jeweilige Entwicklungsstadium durch seine Populationsstärke vorherrschend und augenfällig war. Die hier genannten Termine geben somit nicht

die tatsächliche Entwicklungsdauer der einzelnen Stadien an, sondern stellen nur ökologische Daten dar.

Generationsfolge des Ampferblattkäfers 1953

Stadien	Population Mittelweg	Tage — Summe		Population Fichtenhecke	Tage — Summe	
Altkäfer	4. 5.— 6. 6.	33		20. 5.—15. 7.	26	
Ei	10. 5.—20. 5.	10		14. 6.—22. 6.	8	
Larve	15. 5.— 5. 6.	21		20. 6.—10. 7.	20	
Puppe	5. 6.—16. 6.	11		10. 7.—21. 7.	11	
Jungkäfer I .	15. 6.— 8. 7.	23	65	21. 7.—14. 8.	24	63
Ei	23. 6.— 3. 7.	21		29. 7.—11. 8.	13	
Larve	2. 7.—28. 7.	26		6. 8.—27. 8.	21	
Puppe	25. 7.— 7. 8.	13		25. 8.— 8. 9.	14	
Jungkäfer II	7. 8.—25. 8.	18	57	8. 9.—29. 9.	21	69
Ei	14. 8.—23. 8.	9		17. 9.—28. 9.	11	
Larve	21. 8.—12. 9.	22		26. 9.—20. 10.	24	
Puppe	12. 9.—24. 9.	12		18. 10.—29. 10.	11	
Jungkäfer III	24. 9.—25. 10.	31	74	25. 10.— 7. 11.	13	59

Wie diese Aufstellung zeigt, wird die Befallsfläche stets im Abstand von etwa 60 Tagen von einer neuen Generation bewohnt. Die für die einzelnen Stadien beobachteten ökologischen Breiten entsprechen z. T. ihrer individuellen Entwicklungszeit bzw. Lebensdauer (Abb. 12).

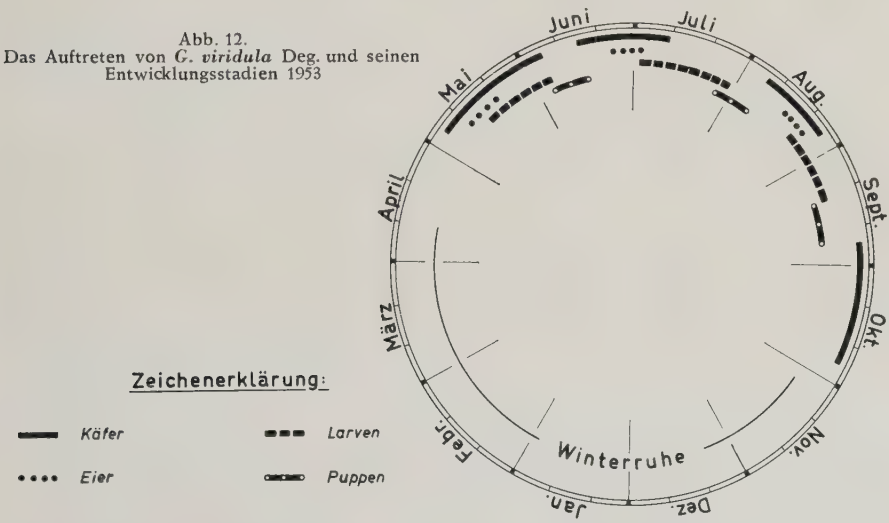


Abb. 12.
Das Auftreten von *G. viridula* Deg. und seinen Entwicklungsstadien 1953

Während das hauptsächliche Auftreten des Ampferblattkäfers in die Monate Mai bis Oktober fällt, wurden für das Vorkommen der Käfer und seiner Entwicklungsstadien folgende maximale Erscheinungsdaten festgestellt:

Käfer vom 24. 4. (Beobachtung 1954) bis 21. 11. 53
Gelege vom 4. 5. (Beobachtung 1954) bis 14. 10. 53
Larven vom 12. 5. (Beobachtung 1953) bis 21. 11. 53
Puppen vom 5. 6. (Beobachtung 1953) bis 9. 11. 53

(Die für die Käfer und Gelege oben angegebenen Daten mußten den Beobachtungen des Jahres 1954 entnommen werden, da mir der Befall 1953 erst zu einem späteren Zeitpunkt bekannt wurde).

3. Populationsbewegung

Die Beschreibung der Populationsentwicklung des Ampferblattkäfers ist schwierig, weil dieser drei Generationen hat und seine wichtigsten Stadien, die Eier und Larven, wegen ihres Aufenthalts an der Unterseite der großen Rhabarberblätter einer direkten Beobachtung meist entzogen sind. Aus diesen Gründen gelang es, die die Population reduzierenden Mortalitätsfaktoren nur ungefähr zu erfassen. In der folgenden Aufstellung wird der Versuch unternommen, den wahrscheinlichen Ablauf der Populationsentwicklung zu zeigen, wobei von der Population einer durchschnittlich befallenen Rhabarberstaude der Befallszone am Mittelweg ausgegangen wird. Da der Chinesische Rhabarber mit seinem Blätterdach Bodenflächen von 0,8 bis 1,2 qm bedeckt, kann eine Staude 1 qm Bodenfläche gleichgesetzt werden. Für jede Staude können 20 Blätter zugrunde gelegt werden, die im Durchschnitt mit 15 Gelegen besetzt sind. Werden für die Eizahl je Gelege für die erste Jungkäfergeneration 20 und für die zweite 25 angenommen, dann sind je Staude folgende Eizahlen vorhanden:

1. Jungkäfergeneration = 20 Blätter × 15 Gelege × 20 Eier
= 6000 Eier je Staude (qm)

2. Jungkäfergeneration = 20 Blätter × 15 Gelege × 25 Eier
= 7500 Eier je Staude (qm)

Diese für die erste und zweite Generation errechneten Eimengen stimmen mit den im Freiland beobachteten Populationszahlen annähernd überein. Die nachfolgende Aufstellung zeigt unter Zugrundelegung der obengenannten Zahlen die an bestimmten Daten tatsächlich festgestellten Werte der einzelnen Stadien und die dabei vorhandenen Verluste. Das Verhältnis Männchen : Weibchen wurde mit 1 : 1 angenommen.

Populationsentwicklung von *G. viridula* Deg. 1953

Stadien		Verluste	
		von Stadium zu Stadium	von der Eizahl zum Endstadium
Jungkäfer I..	am 22. 6. je qm = 36 ♀		
Eizahl	am 6. 7. je qm = 6000	(je ♀ = 166 Eier)	
Larven	am 17. 7. je qm = 3000	50,0%	50,0%
Puppen	am 5. 8. je qm = 134	95,5%	97,8%
Jungkäfer II ...	am 8. 8. je qm = 121	9,9%	98,0%
Jungkäfer II..	am 12. 8. je qm = 60 ♀		
Eizahl	am 21. 8. je qm = 7500	(je ♀ = 125 Eier)	
Larven	am 12. 9. je qm = 1200	84,0%	84,0%
Puppen	am 24. 9. je qm = 43	96,5%	99,4%
Jungkäfer III ...	am 15. 10. je qm = 41	5,0%	99,5%
Jungkäfer III . im Boden	am 30. 10. je qm = 30	27,0%	99,9%
Altkäfer 1954	15 ♀		

Je ♀ wären somit 400 Eier zu legen, um die Eizahl von 6000 Stück der ersten Jungkäfergeneration 1953 zu erreichen.

Die großen Verluste der ersten und zweiten Jungkäfergeneration mit 98,0% bzw. 99,9% können durch eine stärkere Eiablage der folgenden Generation ausgeglichen werden. Die in der Aufstellung je Weibchen errechnete Eiproduktion mit 166 bzw. 125 Eiern ist gering und in Wirklichkeit wohl höher, da ein Teil der miteinbezogenen Weibchen zur Verbreitung der Art sicherlich davonfliegt, wodurch die Eizahl des Einzelweibchens hier größer wird. Welche Faktoren jedoch die großen Verluste der Larven verursachen, muß, abgesehen von den bereits früher erwähnten Sterblichkeits-

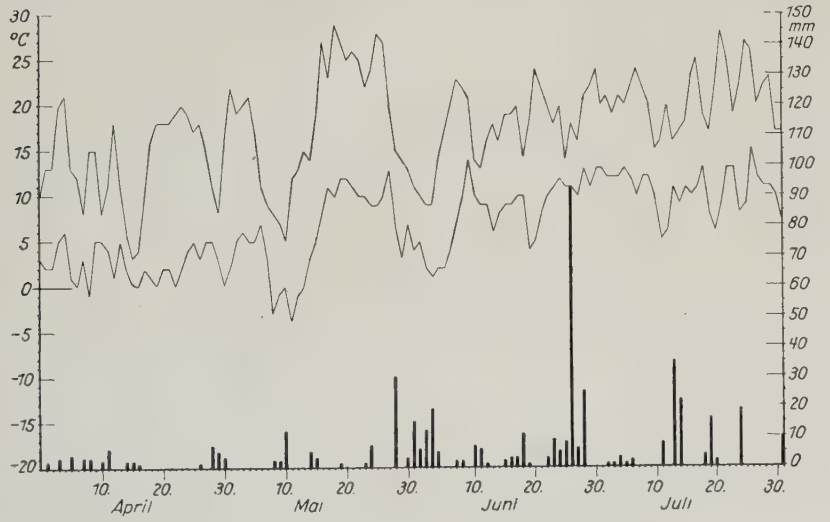


Abb. 13. Temperatur (Max. u. Min.) und Regentage 1953

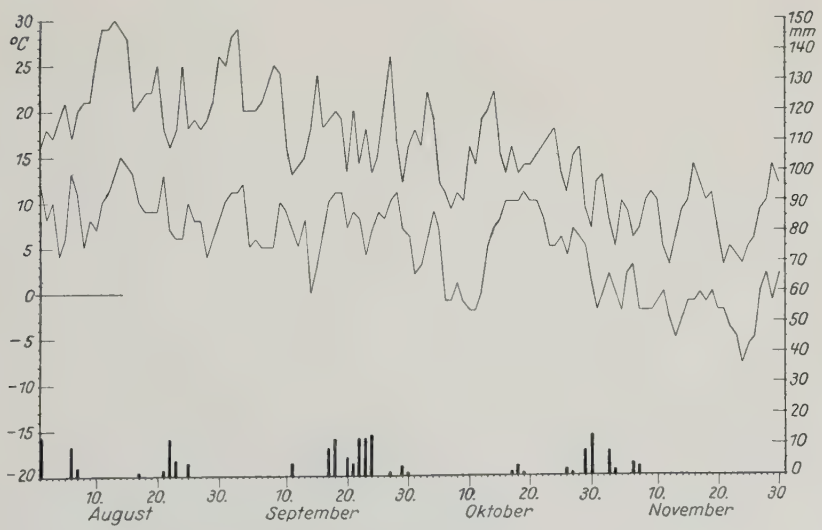


Abb. 14. Temperatur (Max. u. Min.) und Regentage 1953

faktoren (Räuber u. a.), unklar bleiben. Erstaunlich ist, daß die zahlreichen Niederschläge der Monate Juni und Juli (Abb. 13 u. 14) die Populationsentwicklung scheinbar weniger hemmten als das günstigere Wetter der Monate August und September. Hier liegt die Vermutung nahe, daß durch das bessere Wetter der Spätsommermonate der Anteil der Räuber an der Mortalität größer wurde.

4. Schadfraß

Durch die starke Käfer- und Larvenpopulation entstand auf der Fläche A entlang des Mittelweges erheblicher Blattschaden. Einzelne Stauden waren restlos kahlgefressen. Im Durchschnitt wurden 80 % des Fraßes von den Larven verursacht. Käferfraß allein konnte nur an wenigen Pflanzen beobachtet werden, wobei Blattverluste zwischen 10 bis 60 % vorkamen. Der von den 3 Generationen des Ampferblattkäfers insgesamt verursachte Blattschaden läßt sich nur ungefähr angeben, da der Rhabarber die Blattverluste laufend innerhalb von 4 Wochen ersetzt. Dieser fortwährende Wechsel von Blattabgang und Blattzuwachs verwischt daher den Schaden der einzelnen Generationen so schnell, daß die an verschiedenen Terminen vorgenommenen Schadensschätzungen nur Ausschnitte sein können. Solche Schätzungen ergaben auf der Fläche A stets einen durchschnittlichen Blattverlust von 15 %. Bei Zugrundelegung dieses Verlustprozentes läßt sich der von einer Generation verursachte Blattschaden wie folgt berechnen.

Die einzelnen Blattflächen des Chinesischen Rhabarber haben Flächeninhalte von 0,006 bis 0,2 qm. Die Gesamtblattfläche einer Staude mit 30 Blättern (Mittelwert) beträgt, wie mehrere Messungen ergaben, durchschnittlich 2,5 qm und damit das 2½- bis 3fache derjenigen Fläche, die der Rhabarber an Bodenfläche bedeckt. Auf der Fläche A mit 2918 qm Inhalt stehen, wenn je qm eine Staude angenommen wird, 2918 Pflanzen, von denen etwa $^1/_6$ ihrer harten Blätter wegen nicht befressen werden. Somit sind vom Ampferblattkäfer und seinen Larven nur etwa 2500 Stauden bewohnt. Nach JUDENKO (12) frißt *G. viridula* Deg. als Imago während seines Lebens an Rumex 23 qcm und seine Larve bis zur Verpuppung 5 qcm Blattfläche. Werden für den Rhabarber die gleichen Fraßflächen angenommen, dann ergeben sich folgende Blattverluste:

Die auf der Fläche A von *G. viridula* Deg. und seinen Larven für den Fraß bevorzugten 2500 Rhabarberstauden haben eine Gesamtblattfläche von (2500 Stauden mal 2,5 qm Blattfläche) 6250 qm. Werden je Staude und Generation im Durchschnitt 15 Käfer und 700 Larven angenommen, die auf dem Rhabarber fressen, dann entstehen an jeder Staude durch den

Käfer 15 mal 23 qcm = 374 qcm, und durch die
Larven 700 mal 5 qcm = 3500 qcm

Summe: 3874 qcm Blattverlust

2500 Stauden verlieren somit 978,50 qm Blattfläche = 15,6 % der Gesamtfläche.

Bei einem Blattschaden von einem Sechstel der Gesamtfläche, der während der ganzen Vegetationsperiode durch die drei Generationen des Ampferblattkäfers verursacht wird, muß angenommen werden, daß sich dieser auf das Ernteergebnis auswirkt. Die durchgeführten Ertragsfeststellungen

ergaben jedoch, wie die nachfolgend genannten Wurzelgewichte je Staude beweisen, keine Anhaltspunkte für einen meßbaren Ernteverlust.

Diese unterschiedlichen Rhizomgewichte des Chinesischen Rhabarbers sind vielleicht auf die vorhandenen Varianten, mehr aber noch auf Nachpflanzungen zurückzuführen, die nach Verwendung eines Abfalls als Dünger erforderlich wurden. Durch den Ampferblattkäfer erlitt die Fläche A nur 1953 Schäden, da 1952 der Befall sporadisch war. Die Frage, ob *G. viridula* Deg. am Chinesischen Rhabarber empfindliche Schäden verursachen kann, muß für das Ertragsjahr unbeantwortet bleiben, da der Besitzer mit der eingebrachten Ernte zufrieden war und andererseits der Rhabarber Blattverluste scheinbar ohne besonderen Ertragsausfall überwinden kann. Mit geringeren Ernteerträgen oder sogar Staudenverlusten durch den Ampferblattkäfer muß dagegen mit Sicherheit dann gerechnet werden, wenn der Rhabarber vom ersten Kulturjahr an befallen wird. Für solche Fälle stehen jedoch wirksame Bekämpfungsmittel zur Verfügung.

Wurzelgewichte je Staude: z. B.

1 = 7,4 kg	6 = 5,2 kg
2 = 7,2 kg	7 = 4,7 kg
3 = 6,9 kg	8 = 4,3 kg
4 = 6,2 kg	9 = 3,9 kg
5 = 5,6 kg	10 = 3,7 kg

F. Bekämpfung

Für die Bekämpfung des Ampferblattkäfers wurden auf der Fläche B versuchsweise die Wirkstoffe DDT + Lindan (Aktiv Gesarol), Phosphorsäureester (E 605) und Lindan (Hexacid) als Stäubemittel eingesetzt. Wie die nachfolgende Tabelle zeigt, töteten sämtliche Wirkstoffe Käfer und Larven in 1 bis 2½ Stunden ab. Bei Temperaturen von 26 bis 29° C erwies sich das Präparat E 605 als das schnellwirkendste Mittel. Die Abtötung von Käfern und Larven in 40 bis 45 Minuten nach der Behandlung ist eindrucksvoll. Die übrigen Präparate der etwas langsamer wirkenden Wirkstoffe sind für die Bekämpfung des Schädlings nicht nur ausreichend, sondern bei Kulturen von *Rumex patienta* L. sogar zu empfehlen (s. Tabelle).

Die Käfer reagieren nach der Behandlung mit Stäubemitteln durch Abflug oder Fallenlassen, während die Larven abzuwandern versuchen und nach etwas längerer Einwirkungszeit von den Blättern abrollen. Verpuppungsreife Larven erwiesen sich als widerstandsfähiger als jüngere Artgenossen, wogegen in bezug auf die Wirkung zwischen Alt- und Jungkäfern keine Unterschiede festgestellt wurden.

Spritzmittel kamen nicht zum Einsatz, weil die Rhabarberblätter nur schwer zu benetzen sind. Die Bekämpfung bereitet beim Chinesischen Rhabarber auch für die Stäubemittel Schwierigkeiten, da die großen mit Larven besetzten Blätter von unten her behandelt werden müssen. Für größere Bekämpfungen dürfte daher ein tragbarer Motorverstäuber besonders zweckmäßig sein, der durch seinen Ventilator die Bekämpfungsmittel an alle Teile der Staude bläst.

Da der Ampferblattkäfer gegen Phosphorsäureester, Lindane und DDT empfindlich ist, läßt sich jedes Schadauftreten schnellstens eindämmen. Die Gefährlichkeit von *G. viridula* Deg. wird durch das Vorhandensein dieser Wirkstoffe auch auf den empfindlichen Rumex-Kulturen praktisch unbedeutend.

Bekämpfung von *G. viridula* Deg.

Bekämpfung —Datum—	Käfer 16. 7. 1953 (+ 26° C)			Larven (L2 + L3) 24. 7. 1953 (+ 29° C)		
Schädlinge je qm vorhanden	8	10	12	140	220	110
Stäubemittel	DDT + Lindan (Aktiv-Gesarol)	Phosphorsäureester (E 605)	Lindan (Hexacid)	DDT + Lindan (Aktiv-Gesarol)	Phosphorsäureester (E 605)	Lindan (Hexacid)
Wirkung —sofort—					Larven fallen zu Boden	
nach Minuten 5		1 ♂ Abflug Rest am Boden		Larven fallen zu Boden	,,	Larven fallen zu Boden
10	2 ♂ Abflug Rest am Boden		alle Käfer am Boden	,,	alle Larven am Boden	
20		Lähmung		alle Larven am Boden	Lähmung	alle Larven am Boden
30	Lähmung		Lähmung	Lähmung	alle Larven in Rückenlage	Lähmung
40				ca. 80% der Larven in Rückenlage	ca. 80% der Larven tot	ca. 80% d. Larven in Rückenlage
45		alle Käfer in Rückenlage		,,	,,	,,
50			alle Käfer in Rückenlage	alle Larven in Rückenlage	alle Larven **tot**	alle Larven in Rückenlage
55		alle Käfer **tot**				
75	alle Käfer in Rückenlage					ca. 80% der Larven tot
100				ca. 80% der Larven tot		alle Larven **tot**
110				alle Larven **tot**		
115	alle Käfer **tot**					
150			alle Käfer **tot**			

Zusammenfassung

Anläßlich eines Massenvorkommens von *G. viridula* Deg. auf *Rheum palmatum var. tangutium* Rhl. wurden dessen Lebensweise, Schädlichkeit und Bekämpfung untersucht.

Der Käfer und seine Stadien werden beschrieben und ihre Entwicklung aufgezeichnet.

Der Ampferblattkäfer hat jährlich drei, in Höhenlagen um 1300 m ü. M. zwei Generationen.

Die Weibchen legen zwischen 100 bis 600 Eier ab.

Die für *G. viridula* Deg. bekannte akzidentelle Parthenogenese wurde weder im Freiland noch im Labor beobachtet.

Die Larven häuten sich zweimal und werden vorwiegend von Coccinelliden- und Syphidenlarven u. a. vernichtet.

In der Hauptbefallszone wird jede Rhabarberpflanze von den Weibchen einer einzigen Generation mit etwa 6000 Eiern belegt, deren Larven wenige Tage nach dem Schlüpfen bis zu 50% Verluste aufweisen können.

In einer Population beträgt die Mortalität der Eier etwa 1%, die der Larven 80 bis 98%, die der Puppen 1 bis 10%.

Der Gesamtverlust vom Ei bis zum Käfer wurde bei der ersten Generation mit 98% und bei der zweiten mit 99,9% errechnet.

Der Ampferblattkäfer war im Freiland von Ende April bis Mitte November vorhanden. Die noch im November aufgefundenen Eier, Larven und Puppen gehen zugrunde.

Für die Entwicklung einer Generation vom Ei bis zum Käfer waren 1953 etwa 50 Tage erforderlich, wobei das Eistadium 7 bis 10 Tage, das Larvenstadium 21 bis 30 Tage und das Puppenstadium 6 bis 9 Tage dauerte.

Der Käfer und seine Larven ernähren sich vorwiegend von verschiedenen Arten der Polygonaceen und bevorzugen die Arten der Gattung Rumex. Auf dem Chinesischen Rhabarber, *Rheum palmatum* var. *tanguticum* Rhl., konnte eine volle Entwicklung von *G. viridula* Deg. festgestellt werden, auf dem Speiserhabarber wurde dagegen nirgends Befall beobachtet. Bei Futtermangel können die Larven mehrere Arten anderer Pflanzenfamilien befressen.

Jede Generation des Ampferblattkäfers vernichtete 1953 $^1/_6$ der gesamten Blattfläche des Chinesischen Rhabarbers. Dieser von 3 Generationen verursachte Blattverlust wurde im Ertragsjahr von dem Rhabarber ohne meßbaren Ernteausfall ertragen.

Käfer und Larven können mit Phosphorsäureesterpräparaten wie E 605-Staub in 1 Stunde und mit DDT-Lindan oder Lindan-Stäubemitteln in 2½ Stunden vernichtet werden.

G. viridula Deg. neigt zur Übervermehrung, die durch die vorhandene Polyphytophagie der Larven für Rumex und Rheumkulturen phytopathologisch von Bedeutung sein kann.

Summary

The habits, injuriousness and control of *G. viridula* Deg. on *Rheum palmatum* var. *tangutium* Rhl. were studied during an outbreak.

The beetles and their developmental stages are described and their development recorded.

The dock leaf beetle has three generations per year, two in upland areas (1300 m. or above).

The female lays from 100 to 600 eggs. The adventitious parthenogenesis known for *G. viridula* was not observed either outdoors or in the laboratory.

The larvae moult twice and are mainly destroyed by Coccinellids, Syrphid larvae and the like.

In the main zone of attack, every rhubarb plant had about 6,000 eggs from the females of a single generation. The larvae from these can show losses of up to 50% a few days after hatching.

In a given population, the egg mortality is about 1%, larval mortality 80—98% and pupal mortality 1—10%.

The total mortality from egg to adult was calculated as 98% for the first generation and 99,9% for the second.

The dock leaf beetle was present outdoors from the end of April to the middle of November. The eggs, larvae and pupae still to be found in November, perish.

In 1953, the development from egg to adult took 50 days, of which the egg stage needed 7—10 days, the larval stage 21—30 days and the pupal stage 6—9 days.

The beetle and its larvae feed mainly on various species of Polygonaceae and prefer *Rumex* spp. Complete development of *G. viridula* on Chinese rhubarb, *Rheum palmatum* var. *tangutium* Rhl. could be proved, but nowhere was the edible rhubarb observed to be attacked. The larvae are able to feed on several species of other plant families if food is short.

In 1953, each generation of the dock leaf beetle destroyed one-sixth of the total leaf area of the Chinese rhubarb. The loss of leaves caused by three generations was tolerated by the rhubarb without measurable decrease in yield.

Beetles and larvae can be destroyed by phosphoric acid ester preparations such as E 605 dust in one hour and by DDT-lindane or lindane dust preparations in 2½ hours.

G. viridula is liable to mass increases which can be of phytopathological importance because of the polyphytophagy of the larvae for *Rumex* and rhubarb cultures.

Literaturverzeichnis

1. ANONYME, Massenauftreten von Gastroidea viridula Deg. Entomon, I, 1949, 22.
2. BAER, W., Die Tachinen als Schmarotzer der schädlichen Insekten. Ihre Lebensweise, wirtschaftliche Bedeutung und systematische Kennzeichnung. Z. f. angew. Ent. VI, 1920, 185—246, VII, 1921, 97—163 und 349—423.
3. BALACHOWSKY, A., & Mesnil, L., Les insectes nuisibles aux plantes cultivés, Paris, II 1936.
4. BECKER-DILLINGEN, Handbuch des gesamten Gemüsebaues. Verlag Paul Parey, Berlin 1943.
5. BOSHART, K., Die Krankheiten und Schädlinge der wichtigsten Arznei- und Gewürzpflanzen. Nachr. über Schädlingsbekämpfung, 9, 1934, 57—82.
6. FRANCK, P., Zur Verbreitung der Gastriodea viridula Deg. in Deutschland in älterer und neuerer Zeit. Ent. Blätt., XXXI, 1935, 51—55.

7. Henning, W., Übersicht über die Larven der wichtigsten deutschen Chrysomelinen. Arb. Phys. u. ang. Ent. V, 1938, 85—136.
8. Hepp, Ent. Blätt., 29, 1933, 44—45.
9. Horion, A., Nachtrag zu Fauna Germanica „Käfer", Krefeld, 1935.
10. Horion, A., Beiträge zur Käferfauna des Feldberggebietes. Mitt. Bad. Landesver. Naturkunde u. Naturschutz, Neue Folge, Freiburg i. Br., V, 1951, 196.
11. Jolivet, P., Contribution à l'Etude du genre Gastrophysa Chevrolat. Inst. royal d. Sc. nat. de Belgique, Bruxelles, XXVII, 1951, Nr. 9, 1—11; Nr. 13, 1—12 u. Nr. 21, 1—47.
12. Judenko, Bemerkungen über die Biologie und die Bekämpfung des Grünen Dickbauches (Gastroidea viridula Deg.). Berichte Pularry, I, 1943, 177—198.
13. Kaiser, Zur Bekämpfung des Ampferblattkäfers. Die Kranke Pflanze, 19, 1942, 16.
14. Kanervo, V., u. Talvitie, Y. K. K., Tutkimuksia sinappiknoriaiskärpäsesta, Meigenia mutabilis Fall. (Studies on Meigenia mutabilis Fall) Ann. Zool. Soc. zool. bot. Vanamo 11, Helsinki 1946, 45. Referat nach Appl. Ent., 38, 1950, 223.
15. Kawall, H., Gastrophysa raphani Fr. Stett. Ent. Ztg., 1861, 123—124.
16. Kleine, R., Biologische Betrachtungen an Gastroidea (Gastrophysa) viridula Degeer (Col.) Int. Ent. Z. Guben. V, 1911, 63—64 und 70—72.
17. Klene, H., Gastroidea viridula Deg. (Gastrphysa Raphani F.) Allg. Z. f. Ent. V, 1900, 10.
18. Lesne, P., Quelques particularités biologiques de Gastroidea (Chrysomelidae), Encyclopédie Entomologique, Coleoptera, II, 1927, 95—96.
19. Léveillé, A., Saprinus virescens Payküll, prédateur des larves de Phaedon cochliariae Fabricius et Gastrophysa polygoni Linné. Ann. Soc. Ent. 1881, 156.
20. Lipp, H., Beitrag zur Verbreitung von Gastroidea viridula Deg. Ent. Blätt., XXXIII, 5, 1937, 341—342.
21. Lühmann, M., Beiträge zur Biologie der Chrysomeliden. III. Beobachtungen am Knöterichblattkäfer Gastroidea polygoni L. Ent. Blatt, XXXIV, 1938, 223—226.
22. Lühmann, M., Über fakultative Parthenogenese bei Blattkäfern. Verhandl. deutsch. Zool., 42, 1948, 44—49.
23. Milles, P. M., Unusual abundance of Gastrophysa viridula. Ent. Month. Mag. LXXXIII, 239.
24. Morrison, G. D., Advisory Entomology, Rep. N. Scot. Coll. Agric. 1934—1935, 23—26. Referat nach App. Ent. 24, 1936, 63.
25. Mühle, E., Über ein starkes Schadauftreten des Ampferblattkäfers. Die kranke Pflanze, 18, 1941, 100—101.
26. Nesterchuk, A. J., Pyrethrum in the Control of Vegetable Pests. Leningrad, 1936, 459—461. Referat n. Appl. Ent. 25, 1937, 159.
27. Ochs, Ent. Blätt. 16, 1920, 245—246.
28. Osborne, J. A., Parthenogenesis in a Beetle. Nature, 20, 1879, 430.
29. Osborne, J. A., Parthenogenesis in the Coleoptera. Nature, 22, 1880, 509.
30. Osborne, J. A., On the Pupation of the Nymphalidae. Ent. Month. Mag. XV, 1878, 105—106.
31. Osborne, J. A., Further Observations on the Pupation of the Nymphalidae. Ent. Month. Mag. XVI, 1879, 55—58.
32. Osborne, J. A., On the Eggs and Larves of some Chrysomelidae and other (allied) Species of Phytophaga. Ent. Month. Mag. XVII, 1880, 150—154.
33. Osborne, J. A., Further notes on Parthenogenesis in Coleoptera. Ent. Month. Mag. XVIII, 1881, 128—129.
34. Osborne, J. A., Parthenogenesis bei Käfern. Ent. Nachr. VII, 1881, 31—32.
35. Osborne, J. A., Fernere Mitteilungen über Parthenogenesis bei Coleopteren. Ent. Nachr. VIII, 1882, 23—24.
36. Pernersdorfer, M., Untersuchungen über die Futterpflanzen einheimischer Chrysomeliden unter Ausschluß der Halticinen. Verh. Naturh. Med. Ver. Heidelberg, 18, 1941, 332—361.

37. Reitter, E., Fauna Germanica „Käfer", IV, Stuttgart, 1912.
38. Remaudière, G., Ethologie de Gastroidea viridula Degeer. (Col. Chrysomelidae) Rev. Path. Veg. & Ent. Agr. **XXVII**, 1948, 38—53.
39. Roettgen, Ent. Blätt. **17**, 1921, 197—198.
40. Roubal, J., Ein Beitrag zur Kenntnis der Lebensweise des Saprinus virescens Payk. (Col. Histeridae) Ent. Nachr. **VIII**, 1934, 34—35.
41. Schröder, C., Handbuch der Entomologie I. Jena, 1928.
42. Sorauer, P., Handbuch der Pflanzenkrankheiten. V, 2, 1954, 299.
43. Urban, Ent. Blätt. **15**, 1919, 128.
44. Urban, Ent. Blätt. **19**, 1923, 191.
45. Weber, H., Lehrbuch der Entomologie, Jena, 1933.
46. Wehrle, L. P., Grape Insects in Arizona. Büll. Ariz. agric. Exp. Sta. 1939, 274—292, Referat n. Appl. Ent. **28**, 1940, 149—150.

Identification Service (Intern. Commiss. of Biological Control)

Hunting, collecting and rearing of Microhymenoptera

Von

Dipl.-Ing. S. von Novitzky, Vienna

With 3 figures

During the past 30 years of my collecting and studying Chalcid-flies *(Hymenoptera)* in the Western Palearctic Region, I succeeded in becoming familiar with the technique of hunting them, which in volves operations differing from those generally used and described by various authors in their publications. Therefore, I consider it useful to refer briefly to them in order to put these elements at the disposal of those who are dedicating themselves to this kind of research.

Large scale application of the chemical method of pest control led to great disturbances in the biological balance between the useful (entomophagous) insects and the injurious ones, quite in favour of the latter. There can be heard, therefore, voices from many sides, often very authoritative ones, which recommend precaution in the use of such remedies.

Then too, many specialists are feeling a strong necessity, more so than ever before, to study the parasitic and hyperparasitic insects attacking the injurious ones. Many scientific and agricultural institutes are therefore desirous of possessing identified material of these important insect groups.

Only a rich collection of well determined specimens of any group of organisms can form a solid basis for study. Because Microhymenoptera are one of the most important groups of useful (and often also injurious) insects, every specialist, especially the neophyte, must endeavour to attain this goal and efficacious collecting is indispensable here.

The description of my methods here is destined not only for professional specialists, but also for amateurs subjected to the daily difficulties of their principal work, lack of means and personnel.

The work of collecting etc. described here is organized in such a manner that it can be interrupted at any time and then continued. These methods are suggested for the Palearctic Region, since until now I have had no experience with tropical countries.

Another important argument for the necessity of perfecting the methods of collecting is that the applied entomologists (who must be interested in useful insects "ex officio") refuse to deal with non-reared species under the pretext that their hosts and biology are not known. It is well known that the hosts or the biology of an extremely small number of species of parasites are currently known. It is, therefore, quite obvious that it is impossible to build a system based on this fragmentary knowledge. And this fact is to a great degree responsible for an extremely bad state of the systematics of these insects, a thing which, for its part, renders it

difficult for student entomologists to become acquainted with it. So we have very few specialists and this hinders the successful application of biological control. This is the consequence of the shortsighted politics of the responsible men in continental Europe.

A thorough reform of this state is a very urgent matter in order to attain the situation prevailing in the U.S.A., in the British Commonwealth and in the USSR, where very efficacious co-operation between the agricultural experimental institutes and the museums has long existed.

Collectors of other insect orders such as beetles, butterflies and moths can use my methods without interfering with their principal entomological activity. On the contrary, they can utilize their spare time for collecting Microhymenoptera.

Even before the second World War I wrote a paper similar to the present one at the request of my colleague the late Dr. Jan Kinel, secretary of the Polish Entomological Society of Lemberg, but war events did not permit its publication. I submit herewith to the reader my present paper, enriched by an experience of 15 years more.

I am at the disposal of all those who desire my advice, clarifications, or wish to receive specific information (including identified material too) on Microhymenoptera. I shall also be thankful for a constructive criticism of my methods and for advice for their improvment. (See my address at the end).

I. Methods of hunting or collecting Microhymenoptera

1. Sweeping with a net

A, The net and the process of sweeping

The so called heavy sweeping net consists of a sack of solid and resistent linen, about 50—60 cent. deep, strengthened at the juncture with the metallic ring by a band of leather or oilcloth. The depth of the sack is intended to hinder the insects from escaping; this occurs in hot localities or in the hot hours of the day (maximum at about 13.30 p.m.). The greatest part of the captured insects is unable to escape, becoming stupified by the blows and the movements of the sack, but not all are damaged.

The process of sweeping consists of corresponding movements of the net over herbaceous or lower plants to the right and to the left with some caution in order not to damage the insects caught in the sack.

A "conditio sine qua non" for sweeping is that the vegetation is dry.

The spring, summer and autumn always have very different insect faunas.

It is good to take a step between the two movements of the sweeping net or to synchronize the movements with our steps. If there is an opportunity to sweep along the base of a slope or in a broad ditch, we can make much larger movements of the net and so gather more material. It is best when sweeping to go against the sun in order not to frighten the insects by our shadow away from plants to be swept.

In case some heavy or hamid objects get into the net (snakes, frogs, fruits, plant galls, stones etc.) it is necessary to throw them away, without, however, allowing the insects to escape. If with an awkward movement

some quantity earth or sand gets into the sack, it is necessary to throw away the entire portion swept.

B. Places to be swept

Of fundamental importance is the selection of vegetal associations of greatest possible variety in different localities. It is necessary to let oneself to be guided by some kind of "phytosociological intuition" (there is no necessity to be a botanist). I. e. one should collect in sunny and shady places, in open land and in woods of different kind, their margins, in dry and humid land, swamps, in plains and in mountain and rocks of different altitude and exposure, in meadows, gardens and parks, on shores and banks, in steppes (prairies), on salted sole, deserts, oases etc. Also fields of cultivated plants and their weeds, especially when flowering, viz. umbelliferous (caraway — *Carum carvi,* fennel — *Foeniculus* etc.), cruciferous (rape — *Brassica rapus oleifera,* hedge-mustard — *Raphanus raphanistrum* etc.), fields of medical herbs, all leguminous plants *(Papilionaceae:* clover, alfalfa etc.) and especially buck-wheat *(Polygonum fagopyrum)* are a rich terrain for sweeping.

Plants frequented by bees, humble (bumble) bees and butterflies often contain plenty of Microhymenoptera, too. They are particularly thermophilous and occur thence frequently during the warm part of the year at southern, south-western and western exposures.

A very important role is played by the wind; these insects are nearly always to be found concentrated on plants protected from the wind. If these plants are, moreover, situated in sunlight, they are certainly much frequented by our insects.

Wood margins, hedges, bushes, and flowering trees are much more fit for collection with an umbrella (see below), whilst the vegetation beneath them can be swept better by means of the net. Both types of vegetation are very rich in Microhymenoptera. Different insects, including Microhymenoptera, seek refuge during the hottest hours of the day in the shadow of trees and bushes.

Entomologists who are collecting other orders of insects such as beetles and butterflies often go better a long way in order to reach localities where these insects occur. They can utilize this time for sweeping or collecting in an umbrella without interfering with their principal activity. Also the vegetation on margins of roads often offers interesting Microhymenoptera.

2. Beating insects into an umbrella from trees and bushes

A. The entomological umbrella

This method is the more recommended for high, woody plants such as trees and shrubs but it is also applicable for high herbaceous plants. One can adapt for this aim an old umbrella taking away a spoke and making an excentrical hole of 15 cent. diamater into the linen. Unto this hole a sleeve must be sewed. It is better to use a ready entomological umbrella rather than a common umbrella (see fig. 1*). Some entomologists recommend the application of a sieve with meshes of 5—6 mm in the upper part of the

*) Furnished by H. Winkler, Vienna XVIII, Dittesgasse 11, Austria.

5—6 mm. In the upper part of the sleeve is bound or a simple but suitable mechanism is used to close the sleeve similar to the closure of old fashioned purses.

B. Technics of beating into an umbrella

The open umbrella is to be held beneath the branches of woody plants with the left hand and with the right hand one beats the branches by means of a heavy stick. Another person can held the umbrella, while the branches are beat. It is sufficient to beat each branch only once, but it is good to wait some seconds permitting the lighter insects to fall into the umbrella. It is necessary to beat the umbrella gently in order to help the insects fall from the linen into the sleeve. Another entomologist can catch insects flying away from the beaten plants or can collect insects from the linen of the umbrella (moths and caterpillars, beetles, crickets, bugs etc. respectively).

The vegetable material containing insects falls into the sleeve. The upper layers of leaves etc. mixed with small branches, are generally free from Microhymenoptera and can be, from time to time, thrown away after the insects have been shaken off into the umbrella. After the sleeve is full it is necessary to put the material into a sack (see later), though it can be passed through a sieve with meshes of 5—6 mm before doing so.

C. The appropriate time for collecting into the umbrella

Since the insects have an occasion to fly away and not to fall into the umbrella when they are active, we chose for this method of collecting such periods when insects are sleepy i.e. in the morning, evening and night or on cold and rainy days, when we cannot collect by sweeping. Collecting on flowering trees and bushes is, however, an exception and here we collect during the sunny weather too.

D. Where and on what plants can be collected by the umbrella

The plants particularly rich in Microhymenoptera are: hedges, solitary large trees, bushes and scattered woods, but especially needle-trees such as: spruce *(Picea)*, fir *(Abies)*, larch *(Larix)*, cedar *(Cedrus)* and juniper. Pines are generally poor, except *Pinus pumilio* in the mountains. Furthermore are rich: *Tamarix, Buxus* and others. A special attention deserve flowering trees and bushes such as (listed in a sequence in the time beginning from the spring):

a) *Cornus mas*
b) *Willows (Salix,* esp. *caprea* group), quite interesting fauna!!
c) *Prunus:* black-thorn *(Pr. spinosa)*, cherry *(Pr. avium, cerasus, fruticosa, padus* and others). *Pyrus* and all fruit trees.
d) *Spirea* spp. esp. *ulmifolia* in gardens and parks.
e) *Aruncus silvester.*
f) Elder *(Sambucus niger* and *S. ebulus).*
g) *Clematis vitalba.*
h) Privet *(Ligustrum vulgare).*
i) Lime-tree *(Tilia spp.).*
j) *Polygonum auberti* and *baldschuanicum* — perennial and climbing Asiatic buck-wheat species. *Pol. sachalinense.*
k) Ivy *(Hedera helix)* and many others.

If the branches are too high so as one cannot reach them, they can be tighed down by pack-thread. Afterwards we await the return of insects before beating.

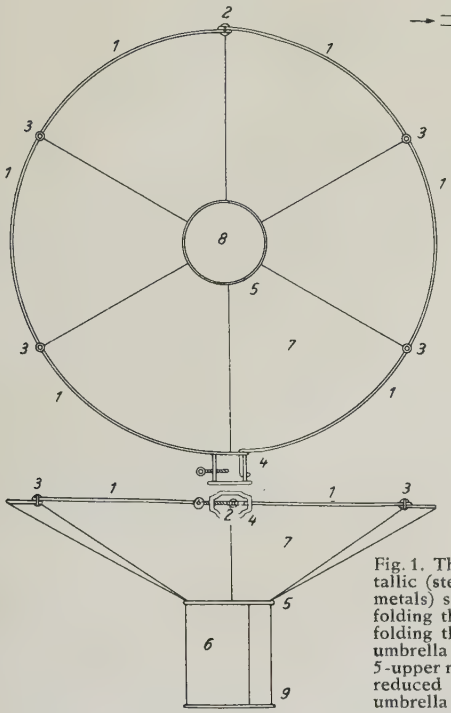


Fig. 1. The special entomological umbrella. 1 - metallic (steel, iron, duraluminium or tube of these metals) support ring. 2 - central hinge for the first folding the umbrella. 3 - lateral hinges for definite folding the umbrella. 4 - mechanism for fixing the umbrella on the holding stick (40—50 cm lenght). 5 - upper ring of the sleeve. 6 - the sleeve (somewhat reduced on the drawing). 7 - the cloth of the umbrella (6 parts). 8 - the opening of the sleeve. 9 - the lover ring of the sleeve

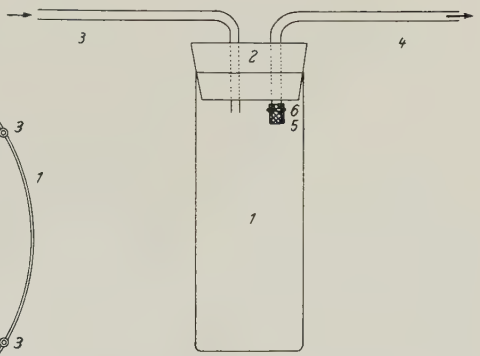


Fig. 2. The so called "Russian" modification of the entomological exhaustor (of Korotneff). 1 - glass or celluloid (cellophane) tube. 2 - kork or rubber tap. 3 - entrance or aspiring glass or metallic tube. 4 - exit or expiring (sucking) tube. 5 - inner closure of the exdit tube by finest mill or plancton sieve (0.25-0.50 mm meshes' size). 6-thread holding the fine sieve. Note: Rubber respirators of different construction (with additional valves) can be used instead of air sucking by the mouth

3. Collecting Microhymenoptera in the air and on window-panes

The species of Microhymenoptera, especially very small ones, are forming an aero-plancton and are occurring in the Central Europe at the end of September and in the first half of October in formidable numbers, *e. g.* on windows also in large towns, such as Vienna, Prague and Warsaw. I imagine that collections made during this period by an appropriate apparatus mounted on an auto or airplane would bring the most interesting results.

For the collecting on window-panes, an exhaustor (to be acquired in special entomological businesses such as H. Winkler, mentioned above) is very suitable. I make my exhaustors myself (see fig. 2).

This method of collection has been applied in some parts of the world (by the late A. A. Girault in the U.S.A. and Australia) with striking good results. Not only empty dwellings and houses, but especially hay-lofts furnish interesting and rich material (see below: rearing methods; the parasites are reared from the hay). I collected during many years on the panes of the waggons of the electric railway Warsaw — Grodzisk Mazowiecki (and Wlochy), Poland, having found species which I never saw elsewhere.

This method furnishes almost intact and very clean material.

Dr. Geyer of Lausanne, Switzerland, uses an "Electrolux" dust-aspirator, collecting so nearly all insects of a given biotope (*e. g.* a tree, meadow etc.).

II. Treating the collected unsifted material before the selection of insects

4. Transferring of the swept or beat material from the net or from the umbrella into the transporting sack

A. From the sweeping net

After 2 or 3 minutes of sweeping it is necessary to interrupt this work in order to transfer the collected material into the transporting sack. This latter has the size of 25×15—20 cent. and is made of linen or cotton cloth (it is not recommended to use sacks of nylon or other impermeable material). Continuing the sweeping the tiny insects can be damaged.

After having interrupted the sweeping we close at once the sack of the net (especially urgent during a hot time) grasping it somewhat above its bottom with the left hand. It is good to gather the swept material in one spot on the bottom before. We take with the right hand the transporting sack prepared under the belt of our trousers on the right side. Continuing to hold the sack of the net with our left hand we turn up partially the latter and push it into the opening of the transporting sack. Then we release the grasping of the left hand and turn up totally the sack of the net, so that its contents falls into the transporting sack. Finally we beat the bottom of the turned up net-sack with the nails of our left hand and then we take it away from the transporting sack which must be immediately closed. After some gentle shaking of the latter in order to concentrate the material on its bottom it must be placed again under the belt on our right side, but in a manner not permitting to beat against the leg when going in order to hinder the damaging of insects.

B. From the umbrella

The sleeve of the umbrella is reinforced on both ends by rings of thick iron wire. Their diameter must permit the lower one to be pushed into the transporting sack. After having untied the under end of the sleeve, we push the ring into the sack and empty the contents of the sleeve into it.

5. Killing the collected insects

(A) The most simple method of killing the insects is by use of the exhaustor by which insects have been collected from window panes or from rearings. We suck vapors of acetic ether ($CH_3COOC_2H_5$) into the exhaustor and afterwards close both its tubes using wooden sticks or paper taps.

(B) Killing insects contained in sacks from sweeping or beating into umbrella requires an appropriate impermeable reservoir, *e. g.* a nylon sack or a tin box of a suitable size in order to take in the sack with material. A piece of paper, cotton or a rag well wetted by acetic ether is to be put into the nylon sack. The ether can be also dropped directly on the linen sack. It is not recommended allowing the reservoir closed longer than 2 hours. If acetic ether is lacking, use sulphuric ether or benzine. The latter can be received gratis everywhere also in the night. It makes, however, the insects somewhat stiff after a longer time of action. During the cool weather the time needed for killing is longer.

I kill insects during the excursion receiving so more intact material.

6. Sifting of killed material from sweeping or from the umbrella

The aim of sifting is:

(a) To remove large particles not containing Microhymenoptera as well as large insects, thereby reducing the volume of material.

(b) To separate the remaining material in portions of approximatively equal particles' size, facilitating the selection of our insects.

A. The large sieve

We can use the well known beetle-sieve of Reitter (to be acquired from H. Winkler, address — see above), having meshes of 5—6 cent. size. I use it also for living material if the quantity of leaves (in the autumn) or petals (from blossoming plants) falling into the umbrella is excessive.

The portion remaining above this sieve can be thrown away immediately, perhaps after having selected from it larger insects of different orders, fruits, galls etc.

B. The finer sieves

The next sieve has meshes of 2—2.5 mm size, the following and last — of 0.6—1.0 mm. size. By sifting through these both sieves we receive 3 portions of material. The finest one must be liberated from dust by a very fine sieve of 0.25—0.30 mm (can be received gratis in every mill). Generally no Microhymenoptera can pass through the latter. The most Microhymenoptera remain above the sieve of 0.6—1.0 mm meshes size. Those which have passed the latter are the most interesting and precious (*Trichogrammidae, Aphelinidae, Thysanidae, Mymaridae,* small *Encyrtidae, Eulophidae* and *Scelionidae* etc.).

7. Conserving, transporting and sending sifted material

The sifted material can be put into paste-board boxes or in envelopes and these latter in boxes, writing on each sample the locality and date and also ecological particularities. I often use large flat boxes for coal-paper for the larger material. It is good to let the material dry somewhat before it is placed into the trunk, in order to avoid mould. The fine material is to be placed into small boxes or in small envelopes and must also be dried during some period before these boxes are closed. Fine material from several days can be placed in one small box in order to fill it completely, separating the single portions by a piece of paper with written date and locality. Before definitely closing the boxes some granule of insecticide can be put into them*). Such closed boxes can be conserved or transported for years if they are well filled and their contents cannot move.

This method is an appropriate one for railway, ship, airplane or bicycle transport. For automobile, motocycle or riding it is not recommended

*) I have developed a modern insecticide which is much better than paradichlorbenzene. This latter is evaporating very soon and is not indifferent for the human health. Details — on request.

to take the material along. It is better to let it under the cure of some educated person, such as school-master, physician or a museum official, taking it on the return.

The sending of such material by mail is also possible if adequately packed. The material already strongly dissecated must be wettened before packing by putting into the boxes a piece of wet paper for a half an hour and removing it before packing. The custom officials can do the worst harm to the dry material.

8. Extraction or selection of Microhymenoptera from the sifted material

If the collector has enough time during his voyage or excursion (e. g. some rainy day or at the evening) he can select the insects from the sifted material when they are still fresh; if the time for this work is lacking or he is not desirous to do it, it can remain for the period after his return at home or for the winter.

The selection should begin better with the largest material (it must be wettened if it is already dry). It is absolutely inadmissible to press the envelopes and boxes with dry material. Protect it against the custom officials!!

I recommend a somewhat mechanized method of selection of the larger sifted material: a card (size of a double post card) is put on a book or on a box of 8—10 cent. height so that a larger part of it is hanging over. The part lying on the book is fixed by some small but weighty object (metallic, stony etc.). A portion of material is put on the card. By gently drumming the fingers of the left hand on the overhanging part of the card the material can be put into movement which can be regulated by more or less bending the card. So a conveyor-like movement of the material is obtained, permitting observation and selection of interesting insects, which can be extracted with a sharp tweezer or a needle.

Plant material remaining after taking away interesting insects can be given to entomologists interested in other orders contained therein. Conservation and transporting is as noted above.

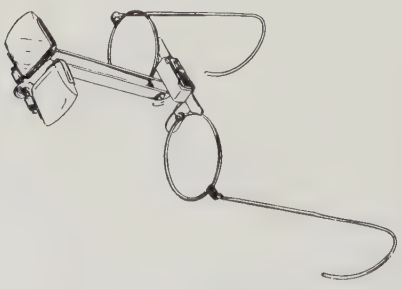


Fig. 3. Dualoupe of Bausch and Lomb, Optical Company, Rochester 2, N.Y. USA.

It is not necessary to wet the fine material for selection. The latter is made under a binocular microscope or a lens (with Porro's or similar prisma of the type of Zeiss' Dermatoscope with a frok-foot, or Dualoupe, see fig. 3) put on a pane lying on a white paper or on a smooth tile. The microscope can be easily moved on it. An enlargment of 10—20 diameters is sufficient. Althoug fatigueing and tiresome, this method gives the best results.

If the material contains an excessive quantity of seeds (cruciferous or graminaceous plants) we can separate the insects from them by blowing through a small tube (I use my exhaustor) and shaking the card with material to the left and the right. So the light insects are gathered on one

side. I have not yet invented a method of separating small insects from antherae of grasses, so abundant in the spring, or from the pappus of the seeds of composite plants.

9. Conservation of the selected Microhymenoptera

Selected Microhymenoptera, fresh or wetted, are put into small paper tubes (diameter 5—6 mm) such as are sold for making cigarettes. They can be made by oneself. Very satisfactory also are cellophane drinking straws (diameter 3 mm). Every tube must be filled and closed by a cotton-plug so that the contents cannot move, when the insects are still fresh or wetted. On the paper-tubes the date and locality are written while the cellophane tubes are cut in pieces according to the quantity of insects and the length occupied by them, then put on a needle with a label, and placed in the collection box. After drying, the Microhymenoptera, remain preserved for many years if protected from *Anthrenus* etc. and from too-violent shaking. The cigarette-tubes are conserved in cigarette-boxes which are placed into large tin-boxes, provided with insecticide and then hermetically closed with „leuceptost".

II. Rearing Microhymenoptera from their insect and plant hosts

Inspiring other entomologists to rear and furnish parasitic and phytophagous Microhymenoptera

Everybody who deals with living insects or rears them always obtains their parasites also. Often an entomologist throws them away if he is not aware that somebody else is interested in receiving them. Others want to have them determined and if they don't find a specialist for doing this they lose any interest in rearing and conserving these insects. Therfore, if they learn that also Microhymenoptera can be studied and determined by a specialist, they dedicate more interest to the rearing of this group and are able to furnish very precious material with exact biological data. We know nowadays that all stages of insects can be parasitized, not only larvae and chrysalids but often eggs and even adults too. So large adult weewils (e. g. *Otiorrhynchus),* adult park-beetles and lace-flies *(Chrysopa)* have interesting parasites.

On the other hand, such institutions as seed commerces, seed control stations, botanical gardens, municipal parks' directions, plant quarantine offices, nurseries etc. which are dealing continuously with plant seed material can furnish great quantities of new and often quite surprising phytophagous Microhymenoptera.

As a leading book for entomophagous parasites and their hosts I recommend that of Hofrat Dr. Leopold Fulmek of Vienna, cerainly the most complete of all appeared till now, which will be published soon. Some parts have already appeared (see Bibliography).

A list of phytophagous species of *Chalcidoidea* was published in Sorauer-Blunck, Handbuch der Pflanzenkrankheiten, vol. V, part 3, pp. 383—395 1953 by E. Otten (Berlin, Paul Parey). A supplement to this publication will soon appear by the writer in the „Zeischrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz" (editor Prof. Dr. H. Blunck, Bad Godes-

berg, Western Germany). Several notes about phytophagous species see also Nikolskaya, Chalcidy fauny SSSR, Leningrad-Moscow 1953 (in Russian).

Plants which seeds etc. are attacked by Chalcid flies

Needle-trees *(Coniferae):* spruce *(Picea),* fir *(Abies),* pine (in America only), larch *(Larix),* cedar *(Cedrus),* cypress *(Cupressus),* juniper and certainly many others.

Fruit-trees *(Pomaceae* and *Prunaceae).* Apples and pears of small-fruit varieties. plums *(Prunus domestica; Pr. insititia),* cherry *(Pr. cerasus),* black-thorn *(Pr. spinosa), Pr. divaricata; Pr. padus.* Almond *(Amygdalus communis),* apricot *(Armeniaca),* peach *(Persica).* All species of mountain-ash *(Sorbus), Cotoneaster, Amelanchier, Physocarpus.* All species of roses *(Rosa).*

Nearly all umbelliferous plants cultivated and wild: carrots, caraway, fennel, *Coriandrum* etc. Many leguminous plants *(Papilionaceae):* clover *(Trifolium),* alfalfa *(Medicago),* esparcet *(Onobrychis), Astragalus, Cytisus, Ononis, Colutea, Caragana, Sophora* and certainly many others.

Also labiate plants *(Labiatae)* are not exempt from attacks of seed-infesting Chalcidoidea: sage *(Salvia)* and *Satureia.* Furthermore pistachio-nuts and wild species of *Pistacia, Primula.* Finally a noxious *Eurytoma* is making tunnels in orchids and another in the bark of gum-tree *(Eucalyptus)* in Brasil and Australia respectively. It is recommended that trials be made with all other seeds possible.

Plant galls and other parts of plants inhabited by parasitic and phytophagous Microhymenoptera

The plant galls are produced by different insect orders, but most frequently by gall-wasps *(Cynipidae)* and gall-midges *(Itoniidae,* known better as *Cecidomyidae)* as well as by Arachnoids *(Phytoptidae).* The galls were always the classic object of rearing parasites. The views, however, on the true relations of the inhabitants (the presumable entomophagous parasites) and of the gall-makers have changed enormously during the last decennia. While formerly every Hymenopteron reared from a gall, aside of the true gall-maker, was declared to be entomophagous, we know today many of them as only inquilines and feeding on the gall substance or juice. Numerous *Eurytomidae* whose systematic position could not be cleared until today, inhabit grasses *(Gramineae),* some of them making galls, but a great deal feeding simply in the cavity of the straw without producing any visible external change.

In the warmer parts of the world a group of Chalcid flies known as *Brachyscelidiphaginae* is producing galls on *Acacia, Eucalyptus, Ficus* and others. The fig-insects *(Agaonidae)* and their inquilines are living on many species of figs. The well known fig caprificator *Blastophagus psenes* reaches Europe.

It is necessary to identify the plant species as well as that of the gall-maker. There are many good illustrated books for this aim viz. Darboux-Houard (French), Riedel, Hedicke, Ross, Rübsaamen (German) and Connald (English). (See Bibliography).

The galls can be collected throughout the year. It is good to take along old galls also as there are often secondary inquilines in viz. Tortricid-moths, Sphegid-wasps etc. with their numerous parasites. Dry galls can be reared in every kind of reservoirs (glass, tin), but fresh and wet ones cannot be closed hermetically because they are subjected to rotting and moulds. If we close a hermetic reservoir with paper or cloth, we can use it for rearing of wet galls too.

Stems of grasses *(Gramineae)* can be collected in the autumn and winter until spring but always so that an inflorescence remains in order to enable botanists to identify the grass species. Stems or twings of plants of every family *(e. g.* weeds, hay, tree branche, etc.) give often interesting and surprising results.

Inflorescences of Composite plants, poppy fruits *(Papaver* spp.) Such plants as *Centaurea, Carduus, Cirsium, Inula, Lappa* and many others are known to contain an extremely rich fauna of parasites living on *Trypaneidae (Trypetidae)* flies, *Cynipidae, Itoniidae, Lepidoptera* and *Coleoptera* inhabiting these parts of plants.

Mushrooms, especially such growing on trees have a rich fauna of parasites too.

It is very tiresome to catch emerged parasites every day. They can be taken away from the plant material also after their death when already dry.

For methods of rearing water inhabiting Microhymenoptera see Rimsky-Korsakow in Abderhalden.

Prof. Stammer, Erlangen has once collected a precious material of *Mymaridae* and *Trichogrammidae* on the surface of small lakes in the Sudetian Mountains (Riesengebirge), using a plancton net.

Reservoirs and methods of rearing

Aside from glass and tin boxes I use boxes of concentrated soup (Maggi, Graf and Knorr) which can be obtained gratis in every food shop in Vienna. They are made of paste-board with a tin bottom and a top with a hermetic closure. A piece of paper is to be put on the bottom and then a sieve of 3—6 mm. meshes size 1—2 cent. over the bottom. The plant material can be put on the sieve. The former can be covered by another sheat of paper with margins bent up. A small hole is to be cut in the upper part of the box wall and than closely covered by cellophane. One part of reared insects falls through the sieve and can be removed with the paper lying on the bottom after removing the entire plant material. Another part of dead and dry insects remains on the upper paper sheat after having been attracted by the light penetrating into the reservoir through the hole covered by cellophane. This method allows to extract dead and dry insects without damaging them, since they are nearly all separated from the plant material.

Rearing from river littoral detritus

A very interesting and rich material for rearing is the river detritus found at shores after inondations and also in the turbine-lattices of hydroelectric stations. It contains initially large quantities od living insects,

especially adult beetles, but the most interesting parasite and other fauna appears 3—4 months after it has been put into a warm milieu (apparatus of Moerzarski).

Rearing from leaf-mines

Leaf-mines (and also sometimes those in bark, *e. g.* of *Genista* etc.) have a special parasite fauna and can be collected throughout the warm period of the year, but they are especially numerous in the fall. Also here the determination of the plant and of the mining species is essential. We take home not only leaves but also flowers and fruits of the plants which have mined leaves. The parts of plants can be onserved fresh until two weeks in nylon sacks. Mined leaves which are dried can be put into a book.

It is good to cut out from large leaves the very mines reducing so the volume of the material to be reared. For the determination of the leaf-miners we conserve some specimens reared from the mines or cocoons and prepare them in a manner used for their insect order. We send them to a specialist if we are unable to identify them with our own means.

The special books for leaf-miners are: Butterfly Atlas of Spuler, Catalog of Staudinger-Rebel and Martin Hering for the entire leaf-mines and especially for flies *(Agromyzidae)* and others.

A paper about the preparation of Microhymenoptera is now in preparation and will appear as a second part of the present note.

Address of the writer: Wien III., Neulinggasse 42/26, Austria, Europe.

Zusammenfassung

Nach Darstellung der Wichtigkeit des Studiums der Microhymenopteren und der Schwierigkeiten, die aus seiner Vernachlässigung erwachsen, wird eine kurze Übersicht der dreißigjährigen Erfahrungen des Verfassers auf dem Gebiet gegeben.

Im ersten Abschnitt sind drei Sammelmethoden beschrieben:

1. Kätschern mit Streifsack,
2. Klopfen in einen Schirm,
3. Sammeln in der Luft bzw. an Fensterscheiben.

Es wird in diesem Zusammenhang auf die Pflanzengesellschaften hingewiesen, die die reichste Ausbeute versprechen.

Im zweiten Abschnitt wird die Behandlung des gesammelten Materials beschrieben, wie Unterbringung in Säckchen, Abtöten, Durchsieben, Transport und Aufbewahrung, sowie schließlich das Aussuchen der Insekten aus dem Pflanzendetritus.

Im dritten Abschnitt kommen die Zuchtmethoden zur Besprechung. Es werden u. a. folgende Pflanzenmaterialien dazu empfohlen: Gallen, Blattminen, Samen gewisser Familien, Halme von Gräsern u. a., Baumschwämme und schließlich Flußdetritus.

Eine Fühlungnahme mit Entomologen jeder anderen Richtung zwecks Übernahme von gezüchteten Parasiten wird empfohlen.

Bibliography

(only partially considered)

ABDERHALDEN, Bm., see Rimsky-Korsakow, Thienemann.

CONNALD, Edw. J., British vegetable Galls, an Introduction to their Study, London 1901.

DARBOUX, G. et HOUARD, C., Catalogue systémat. des Zoocécidies de l'Europe et du Bassin Méditerr., Paris 1901.

DEBAUCHE, H. R., Mém. Mus. R. Hist. Nat. Belg. No. 108, 1948, p. 11—12.

FULMEK, Leop., Welt-Wirte-Index der Parsitinsekten (in preparation, till now published):

HOFENEDER, K. und L. FULMEK, Strepsiptera. Arb. physiol. u. angew. Ent. Berlin-Dahlem. 1942, vol. 9, No. 3—4. 1943, vol. 10, No. 2/3, 4.

— — Supplem. Betr. z. Entom. Berlin 1952, vol. 2, No. 4/5.

FULMEK, L., Wirtsindex zu Aleyrodiden- und Cocciden-Parasiten. Ent. Beihefte a. Berlin-Dahlem, vol. 10, 1943, p. 1—100.

— — Etwas üb. Hyperparas. Ztr.-bl. Ges.-Geb. d. Ent. Klagenfurt, vol. 1, No. 4, 1946.

— — Wirtsbereich v. *Trichogramma evandscens* Westw. u. *Tr. minutum* Ril. Anzeig. f. Schädlingskunde 1955

— — VII. Intern. Kongr. f. Entom. Berlin, 15.—20. August 1938, p. 540—547.

GRANDI, Guido, Numerous papers on world's fig-indects.

HEDICKE, H., see Rübsaamen und Hedicke.

HERING, M., Biologie der Schmetterlinge, Berlin 1926.

— — Oekologie der blattminierenden Insekten. Zool. Bausteine 1, 2, Berlin 1926.

— — Agromyziden. In Dahl, Tierwelt Deutschlands, 6, 1927.

— — Sammeln und Züchten blattminier. Käfer. Koleopt. Rundschau 16, 1930, p. 127-137.

— — Schmetterlinge, Lepidoptera. Tierwelt Mitteleuropas 6, XVIII, 1926-32, p. 1-94 and supplem. p. 1-545

— — Elévage et préparation d'Insectes-Mineurs. L'Amateur de Papill., 1934, 6, p. 301-309.

— — Monatl. Sammelanweis. Minierfliegen *(Agromyzidae).* Kranch. Ent. J. 44, 1934, p. 17—33.

— — Biol. of the Leaf-miners. s'Gravenhage 1951 (here also a complete bibliography).

HOUARD, C., Les zoocécidies des Plantes d'Europe et du Bassin de la Méditerr. Paris 1908—1909.

— — Les zoocécidies des Plantes d'Afrique, d'Asie et d'Océanie. Paris 1922—33.

RIEDEL, M., Gallen und Gallwespen, Stuttgart 1910.

RIMSKY-KORSAKOW, M., in Abderhalden Em. Handb. d. biol. Arbeitsmeth. Abt. IX, Teil 2, 1938, p. 227—258.

ROSS, H., Die Pflanzengallen (Cecidien) Mittel- und Nordeuropas, ihre Erzeuger und Biologie und Bestimmungstabellen, Jena 1911.

— — Die Pflanzengallen Bayerns und der angrenzenden Gebiete, Jena 1916.

RÜBSAAMEN, Ew. H. und HEDICKE, H., Die Zoocecidien. Durch Tiere erzeugte Pflanzengallen Deutschlands und ihre Bewohner. Zoologica, Stuttgart, vol. I-II, 1911-1924.

SORAUER, Handb. d. Pflanzenkrankh., see citation in the part II of this paper above.

SPULER, Am., Die Schmetterlinge Europas, Stuttgart 1908—1910, Text. vol. II.

STAUDINGER, O. und REBEL, H., Catalog der Lepidopteren des aplaearct. Faunengebietes, 3rd edit., Berlin 1901, pt. II.

THIENEMANN, Aug., in Abderhalden Em., Handb. biol. Arbeitsmeth. Abt. IX, Teil 2, 1925, p. 317—318.

Referate

Verhandlungen der Dt. Ges. f. angew. Entomologie auf der 13. Mitgliederversammlung zu Berlin-Dahlem, vom 6.—8. Sept. 1954. (Herausgeg. von Dr. G. Becker), 144 S., 71 Abb. — Verlag Paul Parey Berlin und Hamburg 1955. DM 18,—.

Der Band umfaßt mit vier Ausnahmen sämtliche, anläßlich der letzten Tagung der Gesellschaft zu Berlin-Dahlem gehaltenen Vorträge und Kurzreferate. In der Hauptsache bewegen sich die Berichte um das Rahmenthema, den Beziehungen von biologischer und chemischer Schädlingsbekämpfung. Sie kommen schon in den beiden einleitenden, von hoher Warte gesehenen Referaten von MARTINI und FRIEDERICHS zu Wort. Ersterer behandelt in großen Zügen die geschichtliche Entwicklung unseres Faches seit der Jahrhundertwende, letzterer zieht Vergleiche zur Medizin und gelangt im Kern seiner Ausführungen zu der Forderung nach echten „Hygienemaßnahmen" anstelle von „Symptombekämpfung". In diesem Zusammenhang wird nachdrücklich auf die Bedeutung der Humusanreicherung im Boden und für die allgemeine Gesundung einer Kulturpflanzengesellschaft hingewiesen. Unter den weiteren auf das Rahmenthema im engeren Sinne bezüglichen Referaten sind besonders hervorzuheben die von SCHNEIDER (Schweiz) über „Nützlinge und chemische Schädlingsbekämpfung", HERING (Berlin) zur Nahrungswahl phytophager Insekten, GÖRNITZ (Berlin) über „fraßauslösende Stoffe", wo Forschungsergebnisse mitgeteilt werden, die der Schädlingsbekämpfung aussichtsreiche neue Wege zu eröffnen scheinen. Ebenfalls zum Rahmenthema gehören die Berichte von TEUCHER (Feinde der Nadelholzläuse) und ZOEBELEIN (Waldhonigtau als Insektenahrung). Die weiteren Beiträge betreffen teils das Gebiet der Forstentomologie, so jener von BUTOVITSCH (Schweden), KANGAS (Finnland), RÜHM (Hamburg), KRUEL (Eberswalde), VITE (Hann.-Münden), und TEMPLIN (Eberswalde). Über Material- und Vorratsschädlinge sprachen SCHULZE (Berlin), dessen Vortrag über den Hausbock anderwärts veröffentlicht wurde, und SCHUURMANS (Holland) über „Erfolgreiche Calandrabekämpfung". ZACHER (Berlin) teilte neue, mit oberflächenaktiven Pulvern gewonnene Erfahrungen mit. Obst-, Weinbau- und Agrarschädlingsprobleme kommen in den Berichten von MAYER (Berlin) über Auftreten der Rübenblattwespe, PLATE (Berlin) über Apfel- und Birnenknospenstecher, sowie in jenem von STELLWAAG-KITTLER über Außenfaktoren und Reblausbefall zu Wort, welch letzterer eine Reihe ganz neuer und grundsätzlicher Fragen der Reblausforschung berührt. — Die medizinische Entomologie ist durch ein Referat von KIRCHBERG (Berlin) über Nachkriegsprobleme der Malariabekämpfung in Griechenland und ein solches von MEYER über Resistenz von Stubenfliegen-Freilandstämmen vertreten. Die Toxikologie der Insektizide behandeln die Berichte von ESTHER (Wirkstoffverteilung in DDT-Stäubemitteln) und EHRENHARDT (Giftwertbestimmung). NOLTE referierte über Antibiotika und Insekten. Alles in allem bringen die „Verhandlungen" — wie selbst aus der hier stark zusammengedrängten Übersicht hervorgeht — einen Querschnitt durch neueste Forschungsarbeiten aus fast allen Gebieten der angewandten Entomologie. — Zoebelein, München

Schöll, S., Kopf- und Kleiderlaus als taxonomisches Problem (Parasitologische Schriftenreihe, Heft 1). 58 S., 30 Abb., G. Fischer Verlag Jena 1955. DM 5,70.

Die mit dem vorliegenden Heft neu beginnende Schriftenreihe, die von anerkannten Fachkennern (Eichler-Leipzig, Sprehn-Celle und Stammer-Erlangen) herausgegeben wird, will dem bestehenden Mangel an parasitologischen Publikationsmöglichkeiten abhelfen. Sie ist für größere, in sich abgeschlossene Arbeiten aus dem praktisch-angewandten oder dem theoretischen Gebiet der Parasitologie gedacht und als Querverbindung zu den Nachbardisziplinen, wie Human- und Veterinärmedizin, Zoologie und Pflanzenschutz. — Das erste Heft bringt die Ergebnisse einer sehr gründlichen Untersuchung von SCHÖLL über seine Messungen an Kleiderlaus und Kopflaus und deren taxonomische Auswertung. Von besonderem — weil allgemeinem — Interesse ist an SCHÖLL's Befunden, daß bei Käfighaltung von Kopfläusen durch 6 Generationen eine allgemeine Größenzunahme der gemessenen Merkmale eintritt, wobei jedoch die für *capitata* typische Größenrelationen nicht verschoben werden. — Z.

Vor kurzem erschien:

Tiere untereinander

Soziales Verhalten bei Tieren, insbesondere Wirbeltieren

von

Prof. Dr. N. TINBERGEN,
Lehrbeauftragter für Vergleichende Verhaltensforschung an der Universität Oxford

Ins Deutsche übertragen

von

Prof. Dr. O. KOEHLER,
Direktor des Zoologischen Instituts der Universität Freiburg i. Br.

158 Seiten mit 84 Abbildungen im Text und auf 8 Tafeln, in Halbleinen DM 12,–

Dieses flüssig und gefällig geschriebene Buch, das eine große Anzahl reizvoller und aufschlußreicher Abbildungen enthält, eröffnet dem Leser tiefe und oft überraschende, ja erheiternde Einblicke in das Zusammenleben von vielerlei sehr verschiedenartigen Tieren, in seine Ursachen und Wirkungen. Wer auch immer – aus Beruf oder Neigung – den Rätseln der Natur nachspürt, wer als Freund und Kenner von Tieren ihre oft schwer verständlichen Verhaltensweisen zu ergründen sucht, wird dieses Buch mit Gewinn und Genuß lesen.

Verfasser und Übersetzer sind als führende Vertreter der Vergleichenden Verhaltensforschung bzw. Tierpsychologie weltbekannt. Das gibt dem vorliegendem Buch sein besonderes Gewicht; es enthält Ergebnisse exakter wissenschaftlicher Untersuchungen, die auf einer Fülle planmäßiger Beobachtungen und Versuche im Freiland, an in Gefangenschaft gehaltenen Tieren und im Laboratorium beruhen. Diese Tatsache erhebt das Buch zu einem Dokument neuzeitlicher Naturforschung.
Zugleich schlägt es die Brücke zur Soziologie des Menschen und zu den Geisteswissenschaften, die mit ihr eng verbunden sind.

Zeitschrift für Tierpsychologie

Herausgegeben unter Mitarbeit leitender Fachmänner von

Prof. Dr. O. KOEHLER
Freiburg i. Br.

Prof. Dr. K. LORENZ
Schloß Buldern über Dülmen i. W.

Die „Zeitschrift für Tierpsychologie" wurde 1937 als erstes wissenschaftliches Publikationsorgan dieses Forschungsgebietes gegründet. Sie veröffentlicht Originalarbeiten aus dem Gesamtgebiet der vergleichenden Verhaltensforschung (Ethologie) und hat auf diesem Gebiet wertvollste Pionierarbeit geleistet.

Die von der vergleichenden Verhaltensforschung entwickelten neuen Arbeitsbegiffe der Instinktbewegung und des sie auslösenden angeborenen Schemas haben es ermöglicht, spontanes Verhalten auch höherer Stufen nach naturwissenschaftlicher Methode zu untersuchen. Es ist seit langem anerkannt, daß allen diesen Fragen nicht nur theoretisches Interesse gebührt, sondern daß sie auch von höchster praktischer Bedeutung sind. Die Wissenschaft, ihre Institute und Versuchsanstalten erhalten durch die Zeitschrift die Möglichkeit, sich über alle Arbeiten auf dem Gebiet der Tierpsychologie des In- und Auslandes zu unterrichten und Anregungen zu geben und zu empfangen. Die Zeitschrift ist daher von besonderem Interesse für alle Kreise, die sich mit Tieren beschäftigen, Zoologen, Biologen, Genetiker, Tierzüchter und Tierärzte.

Erscheinungsweise: Jährlich erscheint ein Band zu drei oder vier Heften in zwangloser Folge. Das Heft umfaßt etwa 10 Druckbogen. **Bezugspreis:** Je Druckbogen (16 Seiten) etwa DM 3,50. Die Hefte werden einzeln berechnet.

VERLAG PAUL PAREY / BERLIN UND HAMBURG

Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für
Land- und Forstwirtschaft, Berlin-Dahlem
Heft 84

Deutsche Namen von Schadinsekten

von

Dr. GÜNTHER SCHMIDT

1955. 174 Seiten. Kartoniert DM 14,50

Aus dem Inhalt:

Teil 1:

Deutsche Namen für Familien, Ordnungen usf.
Verzeichnis der wissenschaftlichen Namen für Familien, Ordnungen usf.

Teil 2:

Deutsche Artnamen
Verzeichnis der wissenschaftlichen Artnamen
Verzeichnis der Gattungen

Literaturverzeichnis

Aus dem Vorwort:

Die vorliegende Arbeit ist eine Neufassung der Veröffentlichung „Gebräuchliche Namen von Schadinsekten in verschiedenen Ländern", Teil I (Entomologische Beihefte aus Berlin-Dahlem Bd. 6, 1939). Die Neubearbeitung war allerdings zunächst nur für die deutschen Namen durchführbar. Sie enthält wesentliche sprachliche und taxonomische Verbesserungen. So umfaßt die Arbeit ca. 2980 deutsche Bezeichnungen und Hinweise im Vergleich zu den rund 1700 der ersten Auflage. Neu ist auch die gesonderte Liste für höhere taxonomische Einheiten wie Familien, Ordnungen usf.

Das Verzeichnis der Familien usw. führt die deutschen, dahinter die wissenschaftlichen Namen oder umgekehrt auf. Bei den Artnamen werden erst die deutschen Bezeichnungen alphabetisch nebst den dazugehörigen wissenschaftlichen Namen, dahinter abgekürzte Angaben über die zugehörige Familie und Ordnung gebracht, dann umgekehrt die wissenschaftlichen Artnamen, der Gattungsname und die deutsche Bezeichnung; den Schluß bildet der Gattungsindex.

Hinsichtlich des Stoffumfanges ist der im Titel angedeutete Rahmen insofern überschritten, als neben den Insekten vereinzelt auch andere Gliederfüßler, insbesondere Milben, Aufnahme gefunden haben. Ferner wird der Benutzer feststellen, daß nicht alle Namen in diesem Verzeichnis Schädlinge betreffen. Es sind außer diesen noch eine Reihe nur lästiger oder besonders auffallender Tiere aufgeführt sowie einige nützliche Formen.

Für die Auswahl der Namen wurden die Gebiete der Land- und Forstwirtschaft, des Vorratsschutzes, der Hygiene sowie der Human- und Veterinärmedizin herangezogen. Selbstverständlich stellen die mitteleuropäischen Schadformen den größten Teil der Namen, hinzu kommt eine Reihe außereuropäischer, vor allem tropischer Schädlinge.

Im Buchhandel zu beziehen durch

VERLAG PAUL PAREY / BERLIN UND HAMBURG

Verlag: Paul Parey, Berlin SW68, Lindenstr. 44-47. Herausgeber: Prof. Dr. W. Zwölfer, München 13, Amalienstr. 52. Printed in Germany. Druck: Lindemann & Lüdecke, Berlin SO 36, Oranienstr. 183. Erscheinungsweise: Jährlich erscheinen etwa 6 – 8 Hefte (4 Hefte = 1 Band). Alle Rechte, auch die der Übersetzung, des auszugsweisen Nachdrucks und der photomechanischen Wiedergabe, vorbehalten.